

Aus dem  
Institut für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie  
Der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München  
Vorstand: Prof. Dr. Kurt Pfister

Angefertigt unter der Anleitung von  
Dr. Josef Heine  
und Prof. Dr. Kurt Pfister

Untersuchungen zur Wirksamkeit von Phoxim gegen *Dermanyssus*  
*gallinae* in der Legehennenhaltung bei verschiedenen  
Haltungssystemen

Inaugural- Dissertation  
Zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von  
Borris Meyer-Kühling  
aus Münster

München 2007

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig – Maximilians – Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Märtlbauer

Referent: Univ.-Prof. Dr. Pfister

Korreferent: Priv. Doz. Dr. Grund

Tag der Promotion: 20.Juli 2007

## INHALTSVERZEICHNIS

I. Einleitung und Literaturübersicht .....	5
1. Biologie von <i>Dermanyssus gallinae</i> .....	5
2. Vorkommen von <i>D. gallinae</i> .....	5
3. Schadwirkung .....	6
4. Bekämpfung.....	7
Ziel der Arbeit .....	8
II. Material und Methoden .....	9
1. Betriebe mit Käfighaltung: Wirksamkeitsstudie – Phoxim .....	9
1.1 Behandlungsbetrieb .....	9
1.2 Unbehandelter Kontrollbetrieb .....	9
2. Betriebe mit Alternativhaltung: Studie zur Epidemiologie von <i>Dermanyssus gallinae</i> .....	10
2.1 Betrieb mit Volieren – Freilandhaltung .....	10
2.2 Betrieb mit Bodenhaltung.....	11
3. Gesundheitsmanagement - Legehennen.....	12
4. Milbenfallen .....	12
4.1 Fallenbefestigung – Betriebe mit Käfighaltung.....	14
4.2 Fallenbefestigung – Betrieb mit Volierenhaltung.....	14
4.3 Fallenbefestigung - Bodenhaltung .....	15
5. Quantitative Auswertung der gefangenen Milben .....	16
6. Phoxim – Behandlung .....	19
7. Studienaufbau .....	21
7.1 Vorversuche.....	21
7.2 Wirksamkeitsstudie – Phoxim .....	22
7.3 Studie zur Epidemiologie von <i>D. gallinae</i> in Alternativhaltungen.....	23
III. Ergebnisse .....	24
Publikation 1 (Wirksamkeitsstudie – Phoxim).....	24
Publikation 2 (Studie zur Epidemiologie von <i>D. gallinae</i> in Alternativhaltungen).....	43
IV. Diskussion .....	68
1. Wirksamkeitsstudie – Phoxim .....	68
2. Studie zur Epidemiologie von <i>D. gallinae</i> in Alternativhaltungen.....	70
V. Zusammenfassung .....	73
V. Summary .....	74
VI. Literaturverzeichnis .....	75
VII. Danksagung .....	78

VIII. Lebenslauf .....	79
IX. Anhang .....	80
1. Legeleistung/ verendete Legehennen in % :Wirksamkeitsstudie Phoxim .....	80
Betrieb mit Käfighaltung .....	80
2. Milbentabellen-Absolute Zahlen: Studie zur Epidemiologie von <i>D. gallinae</i> in	
Alternativhaltungen.....	81
Betrieb mit Volierenhaltung .....	81
Betrieb mit Bodenhaltung.....	83

## **I. Einleitung und Literaturübersicht**

### **1. Biologie von *Dermanyssus gallinae***

Die Rote Vogelmilbe *Dermanyssus gallinae* ist ein blutsaugender, noktogener Ektoparasit, der in Geflügelbeständen insbesondere in Intensivhaltungen gravierende ökonomische Schäden verursachen kann. Tagsüber hält er sich in unmittelbarer Umgebung zu den Legehennen versteckt und sucht sie zur nächtlichen Blutmahlzeit auf (Pfister, 2006). Die Milben aggregieren sich im Haltungssystem massenhaft zu Milbenkolonien, makroskopisch auffällig besonders an den Futtertrögen, in den Legenestern und am Eierkanal (Cencek, 2003) (Abb.10). Bei massivem Befall ist *D. gallinae* auch tagsüber auf den Legehennen zu finden (Hoffmann, 1987). Das Saugen hungriger Milben dauert ca. eine halbe bis eine Stunde. Noch bis zu 3 Stunden nach der Blutaufnahme sind einige Milben auf dem Federkleid der Hühner nachweisbar (Bücher, 1998). Während einer Lebenszeit von etwa 5 Monaten legt ein Milbenweibchen bei einer Stalltemperatur von 20 bis 25 Grad ca. 30 Eier. Innerhalb von 7 – 12 Tagen entwickeln sich aus den Milbeneiern über ein Larvenstadium sowie 2 Nymphenstadien die Adulten. Ohne Nahrung überlebt *D. gallinae* ca. 5 - 9 Monate (Eckert et al., 2005).

### **2. Vorkommen von *D. gallinae***

Hoeglund et al. (1995) demonstrierten in einer schwedischen Feldstudie, dass bei 6 % der Betriebe mit Käfighaltung, bei 33 % der Betriebe mit intensiver Alternativhaltung und bei 67 % der Betriebe mit Hinterhofhaltung Milben während der Produktion detektierbar waren. Cencek (2003) untersuchte das Vorkommen von *D. gallinae* in polnischen Betrieben und konnte eine Betriebsprävalenz von 100 % feststellen. Er resümierte, dass in der Mitte der 1990er Jahre die Rote Vogelmilbe überwiegend in Käfighaltungssystemen zu finden war, jedoch in den letzten Jahren auch vermehrt in Alternativhaltungen auftritt. In Nord-England stellten Guy et al. (2004) in Betrieben mit Alternativhaltung eine Betriebsprävalenz der Roten Vogelmilbe von 87,5 % fest.

Bereits unmittelbar nach der Neubelegung kann *D. gallinae* im Legehennenstall auftreten. Nordenfors und Hoeglund (2000) wiesen *D. gallinae* in alternativen Haltungssystemen innerhalb von 0– 3 Monaten nach der Einnistung nach. Svedberg (1991) stellte in Dänemark 12 Wochen nach Einnistung der Junghennen Milben in einer Volierenanlage fest.

Die Durchseuchung eines Legehennenstalles mit *D. gallinae* zeigt sich mit unterschiedlicher Intensität: Nordenfors und Hoeglund (2000) quantifizierten die Populationsentwicklung durch Auszählung der gefangenen Milben pro Falle und Studientag nach Neubelegung des Legehennenstalles im Frühjahr. Sie bestätigten die Meinung der Landwirte, dass es zu einem vermehrten Anstieg zwischen Mai und Juni kommt. Zwischen Juli und Ende September beobachteten sie ein Plateau und ab Oktober eine Abnahme der Milbenpopulation. Der Anstieg der Milbenpopulation im unbehandelten Legehennenstall ist häufig von Schwankungen gekennzeichnet wie Chirico und Tauson (2002) und Nordenfors et al. (2001) zeigten. Arkle et al. (2004) stellten eine Abnahme der Anzahl gefangener Milben in einem befallenen Haltungssystem fest, allerdings erfolgte diese Abnahme in einem als zyklischen Rhythmus bezeichneten Rahmen. Schneider und Haaß (1971) stellten gemäss eigener Einschätzung während der gesamten Legeperiode Schwankungen des Milbenbefalls von mittelgradig (++) bis stark (+++++) fest.

Nach Heider and Monreal (1992) und Pfister (2006) bestehen durch die intensiven Produktionsbedingungen das ganze Jahr über günstige Lebens- und Entwicklungsbedingungen für *D. gallinae*, in der warmen Jahreszeit kann es jedoch zu explosionsartiger Vermehrung der Milben kommen. Maurer und Baumgärtner (1992) zeigten, dass die optimale Temperatur für die Entwicklung von *D. gallinae* zwischen 25°C und 37°C liegt. Innerhalb dieser Spanne ist auch die Reproduktionsrate am höchsten und die Sterblichkeitsrate relativ gering oder gleichbleibend.

### 3. Schadwirkung

Als mögliche Folgen eines Befalls mit *D. gallinae* werden neben Schreckhaftigkeit und Unruhe, Anämien (Kirkwood, 1967), Legeleistungsdepressionen und vermehrte Todesfälle bei den Legehennen beschrieben (Schneider and Haaß, 1971). Neuere Untersuchungen betreffend direkter Schadwirkungen sind derzeit nicht verfügbar. Bei Mangel an geeigneten Wirten befällt die Rote Vogelmilbe auch Säuger wie z.B. Pferd, Rind, Ziege, Kaninchen, Hund und Katze. Beim Menschen können schmerzhafter Juckreiz und Urtikaria die Folge sein (Beck, 1999; Pfister, 2006). *D. gallinae* gilt als Überträger von pathogenen Infektionserregern zu denen *Erysipelothrix rhusiopathiae* (Chirico et al., 2003) und *Salmonella gallinarum* gehören (Zeman et al., 1982).

#### 4. Bekämpfung

Zur Bekämpfung von *D. gallinae* ist ein wirkungsvolles Akarizid nötig, das in Ritzen und Spalten eindringt. Darüber hinaus sollte es auf den exponierten Flächen länger verbleiben, so dass auch Milben, die sich aus ihren Verstecken herausbewegen, von der Wirkung des Akarizides erfasst werden (Chauve, 1998). Beugnet et al. (1997) bezeichneten den Erfolg einer *D. gallinae* - Behandlung im allgemeinen als unbefriedigend, da es innerhalb von 4 bis 8 Wochen zu einer Reinfestation kommt. Des Weiteren ist ein Akarizid zur chemischen Bekämpfung von *D. gallinae* im belegten Legehennenstall, das eine 0 - Tage Wartezeit für Hühnereier garantiert, in Ländern der Europäischen Union nicht verfügbar. Ein pharmakologisch wirksames Präparat darf nur bei lebensmittelliefernden Tieren eingesetzt werden, wenn es in Anhang I, II oder III der EMEA Richtlinie 2377/90 aufgeführt ist (Anonymous, 2006). Metriphonat (Neguvon<sup>®</sup>), das diese Voraussetzungen erfüllte, hat im Jahr 2002 seine Zulassung als Handelspräparat verloren. Der behandelnde Tierarzt befindet sich nach dem deutschen Arzneimittelgesetz (AMG) im sogenannten Therapienotstand. Arzneimittel, die für andere Tiere zugelassen sind, können nach § 56 a AMG und § 12 a TÄHAV (Tierärztliche Hausapothekenverordnung) für den Einsatz im belegten Legehennenstall umgewidmet werden. Diese Umwidmung ist jedoch mit einer Wartezeit von mindestens 10 Tagen für Eier bzw. von 28 Tagen für Fleisch verbunden. Das Verwerfen kontaminierter Hühnereier bedeutet für den Tierbesitzer einen nicht akzeptierbaren, wirtschaftlichen Schaden.

Zur Bekämpfung der Roten Vogelmilbe sind freiverkäufliche Biozide erhältlich, die im belegten Stall, jedoch nicht am Tier angewendet werden dürfen. Die Versprühung derartiger Präparate, die z.B. den Wirkstoff Propoxur enthalten, kann bei Exposition der Tiere bzw. nach Aufnahme dieser Substanzen durch die Legehennen zu Rückständen im Hühnerei führen (Pfister, 2006; Hamscher et al., 2005). Ein Rückstandshöchstwert [Maximum Residue Limit (MRL)] für Eier existiert für derartige Substanzen nicht. Als biophysikalische Methode zur Bekämpfung von *D. gallinae* ist die Ausbringung von amorpher Kieselgur (SiO<sub>2</sub>) im belegten Stall möglich. Kirkwood (1974) konnte Silikatstaub wirksam gegen die Rote Vogelmilbe einsetzen. Der biophysikalische Effekt beruht auf Schmirgelung und Absorption der verdunstungshemmenden Wachsschicht des Chitinpanzers und führt so zur Austrocknung des Parasiten (Tarshis, 1967). Milbenfallen, die dem nachtaktiven Parasiten eine Versteck- und Rückzugsmöglichkeit bieten und in deren Hohlraum die Milben mit einem akariziden Präparat in Kontakt geraten sind ebenfalls in der Literatur beschrieben. Diese Art der

Bekämpfung zeigte mit Metriphonat (Chirico and Tauson, 2002) und mit Azadirachtin, einem natürlichen Baumöl (Lundt et al., 2005), eine hohe Wirksamkeit gegen *D. gallinae*.

Die dringende Forderung nach einem Arzneimittel zur chemischen Behandlung von *D. gallinae*, das eine 0 – Tage Wartezeit für Hühnereier garantiert, wird durch Phoxim 50% E.C. (ByeMite® - BAYER HealthCareAG) erfüllt. Das Emulsionskonzentrat dient der Herstellung einer 2000 ppm Phoxim – Sprühlösung, anwendbar im belegten Legehennenstall. Phoxim ist ein Organophosphat, das als Kontaktgift zur Inhibition der Acetylcholinesterase und somit zur endogenen Acetylcholinintoxikation bei *D. gallinae* führt. Ein Antrag auf Zulassung liegt den europäischen Behörden vor (Heine and Pospishil, 2003) und befindet sich gegenwärtig noch in der Prüfung. Aufgrund der firmeninternen Untersuchungen sowie von Meyer-Kühling et. (2005) wurde bestätigt, dass die Besprühung von Legehennen zu keinen unerwünschten Nebenwirkungen führt und weder die Legeleistung noch wichtige klinische Parameter negativ beeinflusst werden.

Ein MRL für Hühnerfleisch und Hühnereier wurde von der EMEA (European Medicines Agency) im Januar 2005 erteilt (Anonymous, 2005). Die französischen Behörden haben eine 0 – Tage Wartezeit für Hühnereier und eine 25 Tage Wartezeit für Fleisch festgelegt.

### **Ziel der Arbeit**

Ziel dieser Arbeit war die Evaluierung der Wirksamkeit einer Phoxim (ByeMite®) – Behandlung gegen *D. gallinae* im belegten Legehennenstall. Des Weiteren sollte in dieser Arbeit die Epidemiologie bzw. Prävalenz von *D. gallinae* in konventionellen und alternativen Legehennen – Haltungssystemen (Käfighaltung, Volierenhaltung, Bodenhaltung) untersucht werden.

Die vorliegende Arbeit ist in 2 Studien gegliedert, die in den Jahren 2004 bis 2005 in Niedersachsen (Südoldenburg) durchgeführt wurden, dem Bundesland mit der höchsten Geflügeldichte Deutschlands:

1. Wirksamkeitsstudie - Phoxim
2. Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen.

## II. Material und Methoden

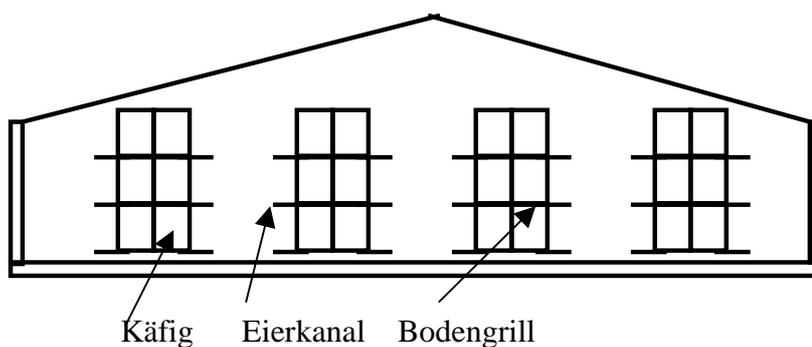
### 1. Betriebe mit Käfighaltung: Wirksamkeitsstudie – Phoxim

Für die Wirksamkeitsstudie – Phoxim wurden in Niedersachsen (Südoldenburg) 2 Betriebe mit Käfighaltung bestimmt. Entsprechend ihres Verwendungszweckes wurden sie als Behandlungs- und Kontrollbetrieb bezeichnet. Diese Betriebe waren hinsichtlich Tierzahl und Stalltechnik ähnlich.

#### 1.1 Behandlungsbetrieb

Im Behandlungsbetrieb wurden die Sprühungen gegen die Rote Vogelmilbe (am Tag 0 und am Tag 7) für die Wirksamkeitsstudie- Phoxim durchgeführt. Dieser Studie gingen Vorversuche voraus, die ebenfalls im Behandlungsbetrieb stattfanden. Es handelte sich bei diesem Betrieb um ein Big Dutchman - Käfigsystem bestehend aus 4 Batterien mit 3 Etagen (Abb. 1; 6 A) und insgesamt 2112 Käfigen. Die Eier wurden manuell aus dem Eierkanal gesammelt. Am Tag 0 waren im Behandlungsbetrieb 8138 Legehennen, der Rasse Lohmann Braun, eingestallt. Das Alter der Tiere betrug 49 Wochen.

**Abb. 1.** Stallquerschnitt – Behandlungsbetrieb mit Käfighaltung (stark vereinfacht).

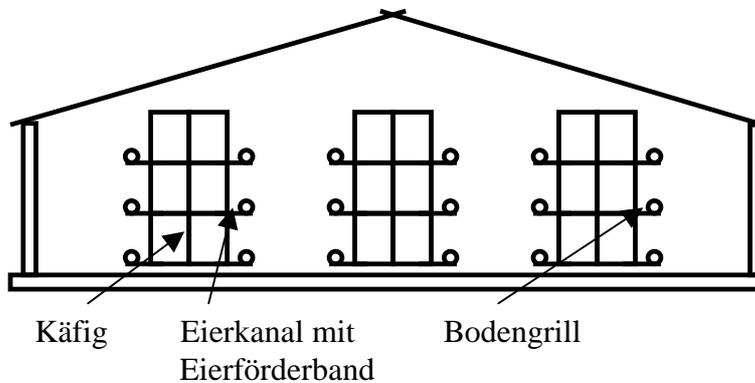


#### 1.2 Unbehandelter Kontrollbetrieb

Der unbehandelte Kontrollbetrieb diente in dieser Studie als unbehandelte Vergleichsgruppe. Dieser Betrieb war mit einem Hellmann – Käfigsystem mit 3 Batterien, 3 Etagen (Abb. 2; 6 B) und 1368 Käfigen ausgestattet. Die Eiersammlung erfolgte über ein automatisches Eierförderband, das dem Eierkanal auflag. Am Tag 0 (Phoxim-Sprühung im

Behandlungsbetrieb) waren im Kontrollbetrieb 5438 Legehennen, der Rasse Lohmann Braun, eingestallt. Das Alter der Tiere betrug 37 Wochen.

**Abb. 2.** Stallquerschnitt – Kontrollbetrieb mit Käfighaltung (stark vereinfacht).



## 2. Betriebe mit Alternativhaltung: Studie zur Epidemiologie von *Dermanyssus gallinae*

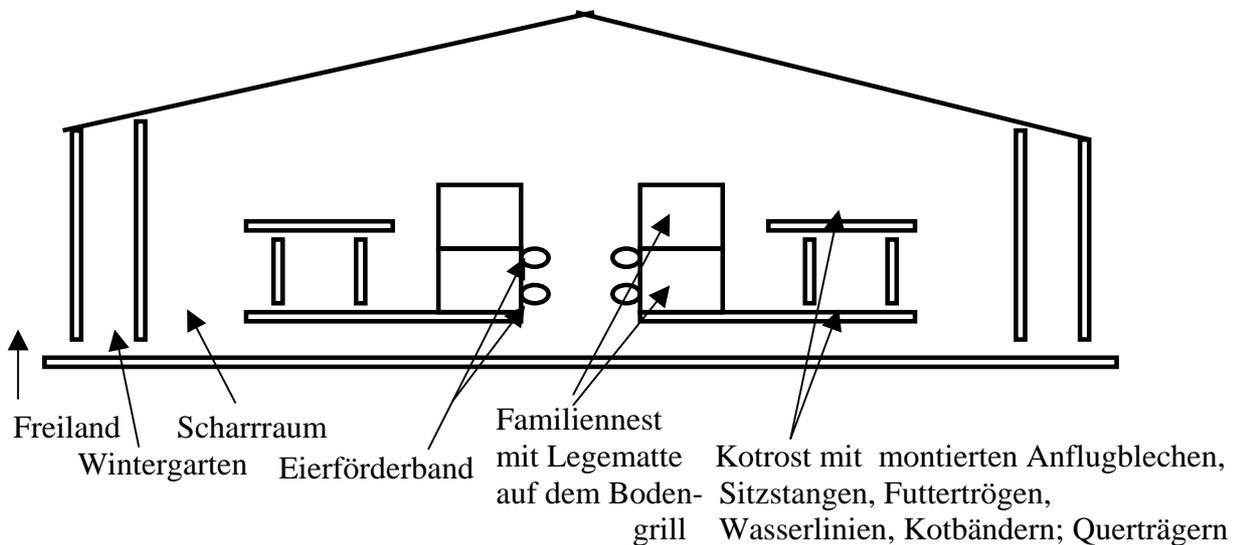
Für die Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen wurden ein Betrieb mit Volieren – Freilandhaltung und ein Betrieb mit Bodenhaltung in Niedersachsen (Südoldenburg) gewählt.

### 2.1 Betrieb mit Volieren – Freilandhaltung

Bei dem Betrieb mit Volierenhaltung (Abb. 3) handelte es sich um eine Big Dutchman-Voliere (Natura Nova). Es wurden 9000 Legehennen der Rasse Lohmann Selected Leghorn (LSL) mit 19 Wochen eingestallt. Das Volierensystem war auf der linken und auf der rechten Stallseite gleich konstruiert. Auf dem Doppel-Etagensystem, bestehend aus einer zentralen Metallkonstruktion, waren Kunststoffroste, Nippeltränkelinien sowie Futtertröge stabilisiert durch Metallkuppler, die zusätzlich darüber hängende Metallrohre fixierten (Abb. 7). Des Weiteren gab es spezielle Anflugstangen (Anflugbleche) an den Außenkanten der Kotroste, die eine besonders breite Sitzfläche bildeten und die Hennen mit Blick auf den Gang ausrichteten sowie weitere Sitzstangen (Sitzrohre) (siehe Abb. 3; 7). Die 84 Familiennester, ausgestattet mit Kunststoffmatten –Legematten, die dem Bodengrill auflagen waren in zwei Etagen auf beiden Seiten des Stalles angebracht. Der Eiertransport erfolgte hinter den Nestern über ein automatisches Eierförderband aus Kunststoff. Der Kot wurde über die unter den Kunststoffrosten verlaufenden Kotbänder abtransportiert. Neben den Versorgungs-, Ruhe- und Legezonen war der Stall mit Scharräumen ausgestattet, von wo aus die Legehennen

über Luken die Wintergärten erreichen, die wiederum eine Verbindung zum Freiland gewährten.

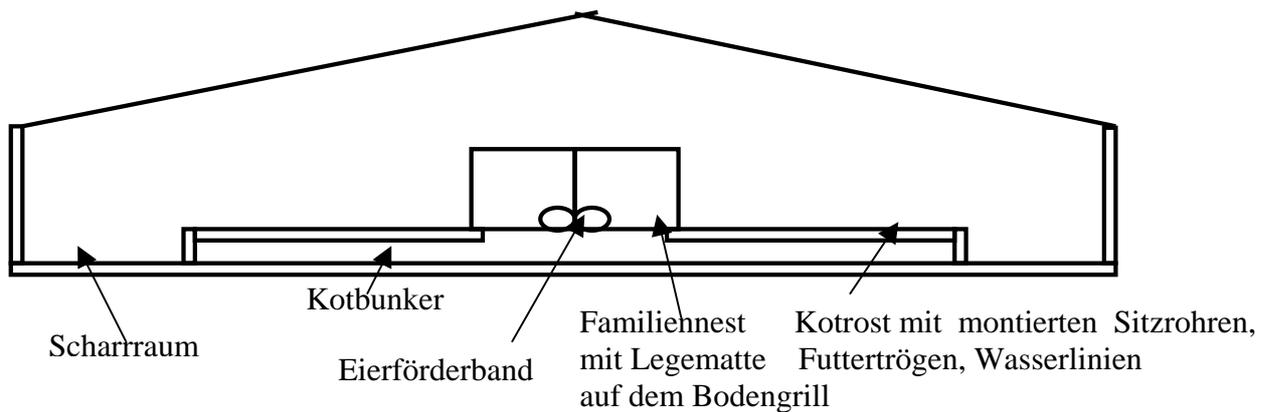
**Abb. 3.** Stallquerschnitt – Betrieb mit Volierenhaltung (stark vereinfacht).



## 2.2 Betrieb mit Bodenhaltung

Bei der gewählten Bodenhaltung handelte es sich um ein Big Dutchman System mit 5750 Lohmann Brown- Legehennen, die im Alter von 19 Wochen eingestallt wurden. Das Bodenhaltungssystem war auf der linken und auf der rechten Stallseite gleich konstruiert. Auf dem Ein-Etagensystem waren Kunststoffroste, Nippeltränkelinien, Futtertröge durch Metallkuppler stabilisiert, die zusätzlich Metallrohre fixierten sowie weitere Sitzstangen (Sitzrohre) (siehe Abb. 4; 8). Diese Konstruktionen füllten 2/3 jeder Stallseitenfläche aus. Zweiundvierzig Familiennester, ausgestattet mit Kunststoffmatten (Legematten), die dem Bodengrill auflagen waren auf beiden Seiten des Stalles auf dem Kunststoffrost angebracht. Der Eiertransport erfolgte hinter den Nestern über ein automatisches Eierförderband aus Kunststoff. Unterhalb der Kunststoffroste wurde der Kot in Kotbunkern gesammelt.

Neben den Versorgungs-, Ruhe- und Legezonen bestand der Stall zu 1/3 der Fläche pro Stallseite aus Scharrraum.

**Abb.4.** Stallquerschnitt – Betrieb mit Bodenhaltung (stark vereinfacht).

### 3. Gesundheitsmanagement - Legehennen

Trinkwasserimpfungen gegen die viralen Erkrankungen, Infektiöse Bronchitis und Newcastle Disease wurden regelmäßig in den gewählten Betrieben durchgeführt, um gegen mögliche Feldinfektionen zu immunisieren, die zu Legeleistungseinbruch und Tod führen. Die Betriebe wurden vor, während und nach der Versuchsperiode tierärztlich überwacht.

Im Betrieb mit Volieren- und Bodenhaltung erfolgte in der 3 Wochen -Service- Periode vor Einstellung neben Reinigung und Desinfektion mit Formaldehyd- 2%ig zusätzlich eine Milbenbehandlung mit Dimethoat (Danadim-0,15%ig, Dr. Stähler GmbH & Co. KG). Eine Behandlung gegen Helminthen mit Flubendazol (Flubendazol 5%<sup>R</sup>, bela-pharm Arzneimittel GmbH. & Co. KG) über das Futter erfolgte, sobald diese bei den routinemäßigen Sektionen bzw. mikroskopisch im Labor diagnostiziert wurden. Die Wurmbehandlungen waren in der Voliere in den Versuchswochen 9 und 31 und in der Bodenhaltung in der Versuchswoche 22 und 35.

### 4. Milbenfallen

Die Milbendichte innerhalb eines belegten Legehennenstalles ist schwierig zu quantifizieren und Richtlinien eines Monitoring – Verfahrens existieren nicht. Nordenfors und Chirico (2001) und Zenner et al. (2003) setzten selbst konstruierte Milbenfallen im Maßstab 7 cm x 10 cm aus Wellpappe (Karton, 7 cm x 10 cm) bzw. aus Bristolpappe (7 cm x 20 cm, in der Mitte gefaltet und mit Büroklammern verbunden) mit Erfolg zur Quantifizierung ein. Für die Wirksamkeitsstudie Phoxim und für die Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen wurde eine Variation dieser Fallentypen konstruiert. Das Prinzip der

Fallen liegt darin, dem nachtaktiven Parasiten eine Rückzugsmöglichkeit bzw. ein Versteck zu bieten, das er tagsüber bzw. nach seiner Blutmahlzeit aufsuchen kann.

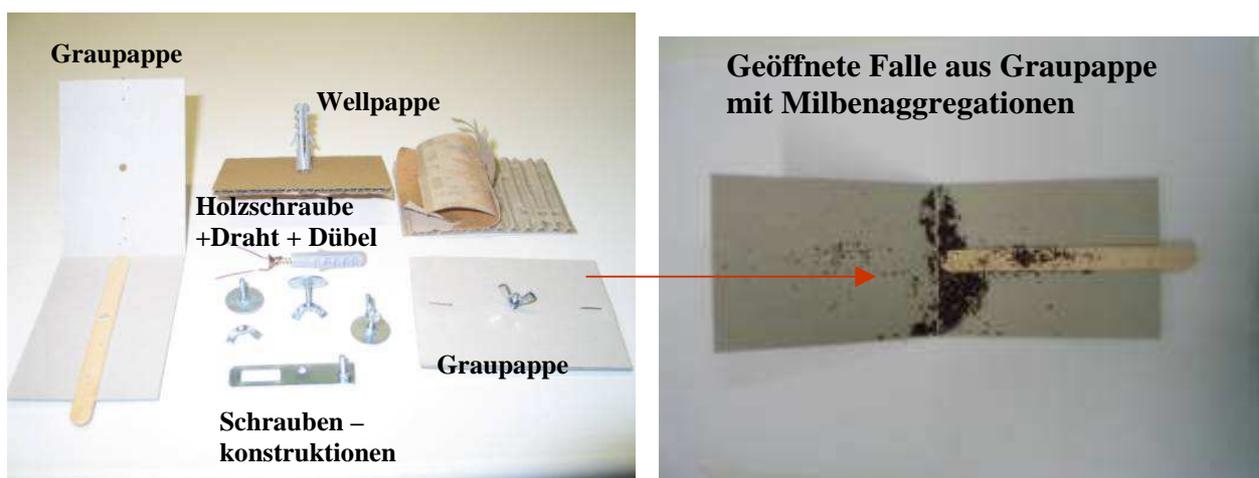
Aus 2 mm dicker, grauer Pappe wurden 10 cm x 70 cm Pappstreifen ausgeschnitten. Die Graupappe wurde gefalzt zu 7 cm x 10 cm (industrieller Falzer). Ein 11 cm Holzspatel (1 cm breit, 2 mm hoch) wurde vor dem Zusammenklappen der Papphälften als Abstandhalter und mechanischer Stabilisator im Zentrum der Falle ausgerichtet. Diese Konstruktion wurde von außen verklammert und mit einer zentralen Bohrung durch die Papphälften und den Holzspatel versehen (Abb.5).

Der Vorteil dieser stabilen Fallenkonstruktion liegt darin:

1. Der Abstand zwischen den Papphälften wird durch den Holzspatel sicher garantiert.
2. Das Öffnen der Falle gestaltet sich als besonders einfach.

Die gewählten Fallenpositionen wurden in den Betrieben durch Plastikschilder gekennzeichnet. In der Stallaufsicht der Betriebe mit Käfighaltung und der Betriebe mit Volieren – und Bodenhaltung wurden die festgelegten Fallenpositionen gleichmäßig über die Stallfläche verteilt. Die Auswahl der Fallenpositionen berücksichtigte, sowohl in der Voliere als auch im Betrieb mit Bodenhaltung, Erfahrungen aus vergangenen Produktionsdurchgängen und stallbauliche Besonderheiten, die typische Ritzen und Spalten bilden und Rückzugsmöglichkeiten für Milben darstellten.

**Abb. 5.** Fallenmaterialien zur Diagnostik von *D. gallinae* in Legehennenstallungen.



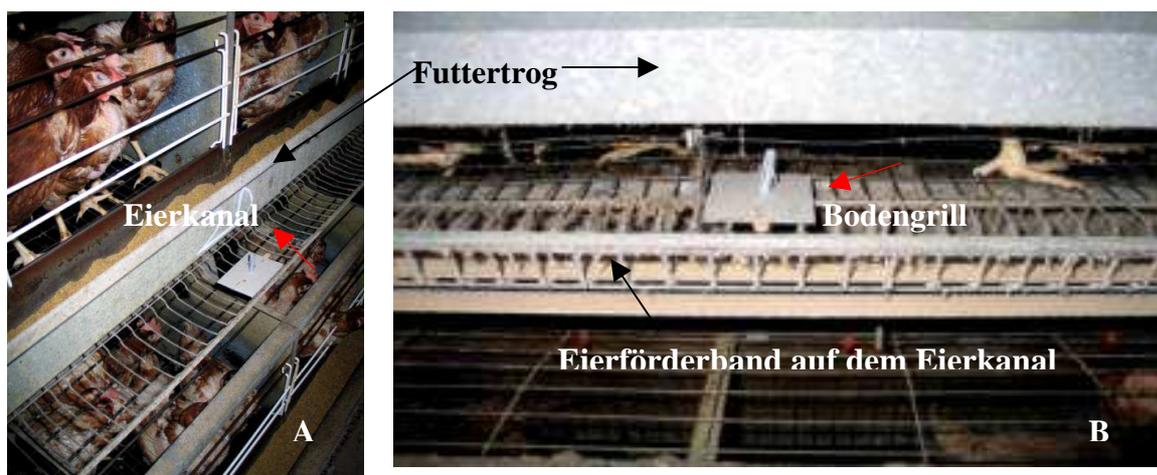
#### 4.1 Fallenbefestigung – Betriebe mit Käfighaltung

Für die Wirksamkeitsstudie-Phoxim wurden in den Käfigsystemen des Behandlungsbetriebes und des Kontrollbetriebes folgende Fallenpositionen (Abb. 6) gewählt:

1. Metallstreben des Eierkanals im Behandlungsbetrieb
2. Bodengrill des Kontrollbetriebes in unmittelbarer Entfernung zum Eierkanal (aufgrund des Eierförderbandes werden die Metallstreben des Eierkanal nicht gewählt).

Eine Holzschraube wurde mit einem dünnen Draht senkrecht zu den Metallstreben des Eierkanals und des Bodengrills angebracht. Die Falle wurde durch die zentrale Bohrung geführt, auf die Schraube gepresst und mit Hilfe eines Dübels fixiert (siehe Abb. 5; 6). Vor der Positionierung wurde die Falle durch leichte Biegung in einen Spannungszustand versetzt. Die maximale Fläche der Fallenunterseite konnte so beim Verschrauben Kontakt zur Auflage erhalten.

**Abb. 6.** Wirksamkeitsstudie – Phoxim : Fallenpositionen (rote Pfeile).



#### 4.2 Fallenbefestigung – Betrieb mit Volierenhaltung

In der Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen fand eine spezielle Schraubenkonstruktion zur Befestigung Verwendung. (Abb.5). Eine kurze Schraube wurde durch eine Metallunterlegscheibe oder Metallbleche mit Bohrung geführt und dann mit einer Schraubenmutter fixiert. Diese nun senkrecht zur Unterlegscheibe bzw. zum Metallblech stehende Schraube wurde durch die Bohrung der Falle geführt, von oben mit einer Flügelschraube versehen und zur Fallenfixierung an der entsprechenden Fallenposition

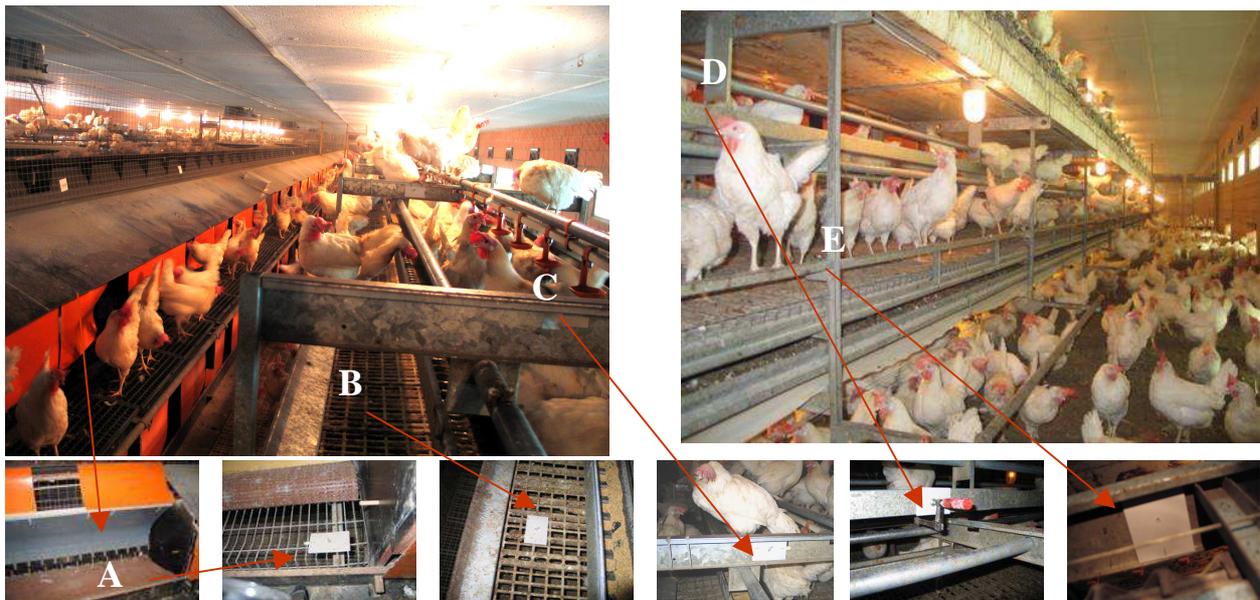
festgezogen. Diese Art der Befestigung konnte für folgende Positionen (Abb. 7) verwendet werden:

1. Bodengrill des Familiennestes (unter der Legematte)
2. Kunststoffroste
3. Querträger.

Die vierte Fallenposition stellte die breite Anflugstange (Anflugblech) dar, die an ihrer Unterseite einen Hohlraum bietet. Die Falle konnte hier eingeklemmt werden, ohne dass ein Fixierungsinstrument nötig war (Abb. 7).

Die fünfte Fallenposition war seitlich an den Trogkupplern (Fütterungskuppler), die eine Verbindung zwischen zwei Futtertrögen gewährleisteten. Mit Hilfe einer herkömmlichen Schraubzwinge wurde hier die Falle befestigt (Abb. 7). Räumlich befand sich der Trogkuppler in unmittelbarer Umgebung zu einer darüber installierten Sitzstange.

**Abb. 7.** Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen.



**Legende:** Fallenbefestigung im Betrieb mit Volierenhaltung (A. Bodengrill des Familiennestes [unter der Legematte], B. Kunststoffrost, C. Querträger, D. Trogkuppler, E. Anflugstange).

#### 4.3 Fallenbefestigung - Bodenhaltung

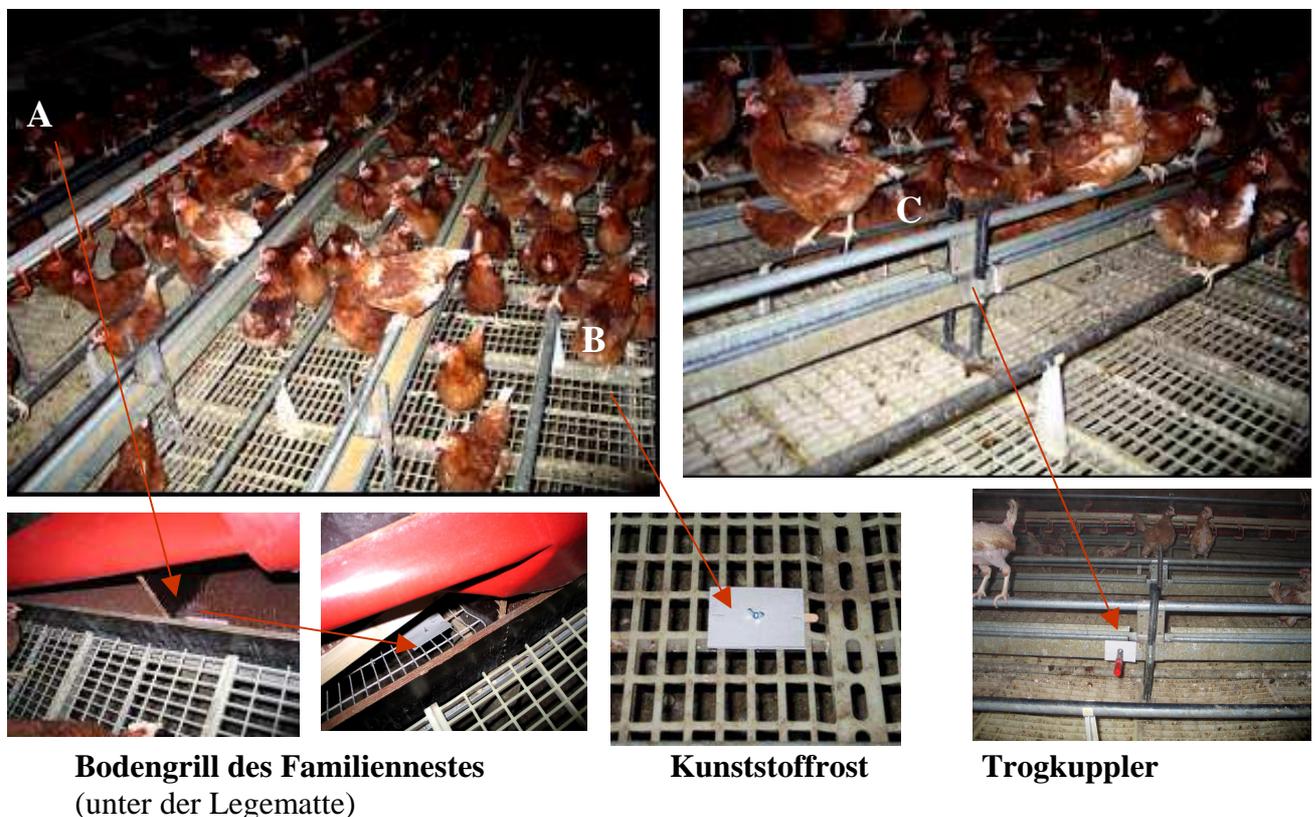
In der Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen wurden 3 Fallenpositionen im Betrieb mit Bodenhaltung untersucht. Die bei der Volierenhaltung (siehe

4.2) beschriebene Schraubenkonstruktion wurde in diesem Haltungssystem für folgende Positionen (Abb. 8) zur Befestigung benötigt:

1. Bodengrill des Familiennestes (unter der Legematte)
2. Kunststoffrost.

Die dritte Fallenposition war seitlich an den Fütterungskupplern. Die Befestigung erfolgte hier wie in der Volierenhaltung ebenfalls mit einer Schraubzwinge (Abb. 8). Räumlich befand sich der Trogkupppler in unmittelbarer Umgebung zu einer darüber installierten Sitzstange.

**Abb. 8.** Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen.



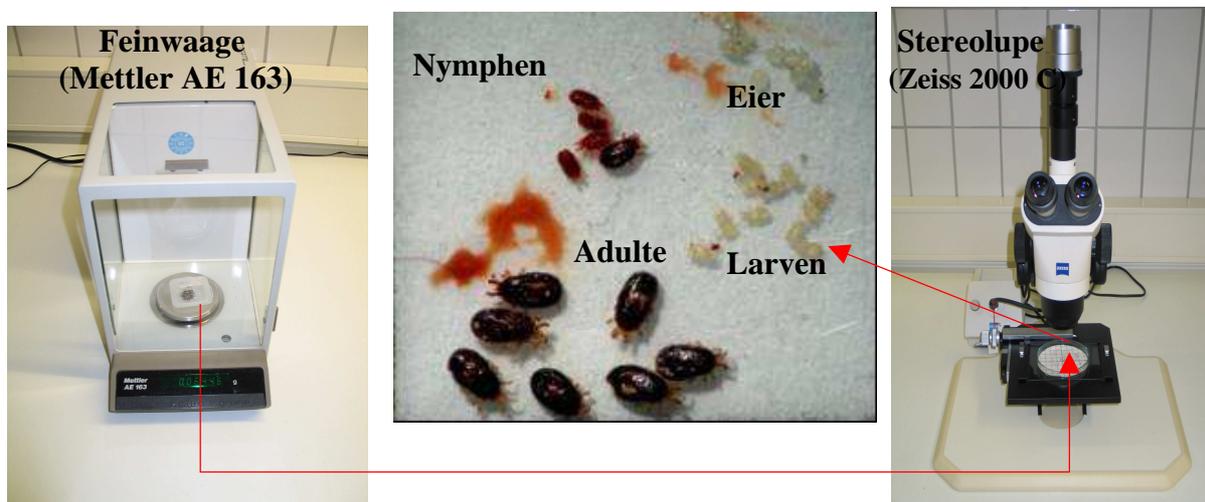
**Legende:** Fallenbefestigung im Betrieb mit Bodenhaltung (A. Bodengrill des Familiennestes [unter der Legematte], B. Kunststoffrost, C. Trogkupppler).

## 5. Quantitative Auswertung der gefangenen Milben

Bei Einsammlung der Fallen wurden die Lokalisationsdaten auf den Fallen vermerkt. Die einzelnen Fallen wurden in Milben dicht verschließbare Plastiktüten gegeben und in eine

größere, mit einem Kühlakku bestückte Plastiktüte verbracht. Die Tötung der Milben erfolgte im Labor durch Tiefgefrierung bei  $-18$  Grad für 48 Stunden. Die gefangenen Milben wurden in eine Petrischale gekippt und ausgewertet. Bei einem Falleninhalt bis zu 350 Milben wurden alle Milbenstadien gezählt. Überstieg die gefangene Milbenzahl diese Zahl, so wurde der Gesamtfalleninhalt gewogen und anschließend 10 - 20 % des Gewichtes ausgezählt. Für die Wiegungen wurde eine Mikrogramm Waage, Mettler AE 163 (Abb. 9) benutzt, die eine Präzision von 0,00001g besaß. Nach der Zählung erfolgte die Umrechnung auf die Gesamtmenge. Für die Zählung und Unterscheidung der Milbenstadien (Eier, Larven, Nymphen, Adulte) wurde eine Stereolupe (Zeiss 2000 C)(Abb. 9) benutzt.

**Abb. 9.** Quantitative Auswertung der gefangenen Entwicklungsstadien von *D. gallinae*.



Als statistische Größe bei der Auswertung diente in der Wirksamkeitsstudie – Phoxim und in der Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen der geometrische Mittelwert mit dem jeweiligen Vertrauensintervall. Die Berechnungen erfolgten mit Microsoft Excel. Für die Anzahl Eier, Larven, Nymphen und Adulte, gefangen in allen Fällen pro Betrieb und Studientag wurde jeweils der geometrische Mittelwert berechnet. Des Weiteren wurde pro Betrieb und Studientag die Summe aus der Anzahl Larven, Nymphen und Adulte für jede Falle gebildet und aus den Summen aller Fallen pro Studientag ein geometrischer Mittelwert kalkuliert. Dieser Mittelwert wurde als Anzahl Milben bzw. Milben bezeichnet und war in beiden Studien Basis für die Berechnung der Wirksamkeit der Behandlung. In der zweiten Studie erfolgte die Berechnung der Anzahl Milben zusätzlich getrennt für die jeweiligen Fallenpositionen.

### 1. Wirksamkeitsstudie–Phoxim.

Die Wirksamkeit in % berechnet sich aus dem Verhältnis der Anzahl Milben im unbehandelten Kontrollbetrieb minus der Anzahl Milben im Behandlungsbetrieb, im Vergleich zu der Anzahl Milben im Kontrollbetrieb an den jeweiligen Tagen nach den Sprühungen. Der logarithmisch transformierte t- Test wurde zur Berechnung der Signifikanz gewählt.

$$\text{Wirksamkeit in \%} = \frac{(a - b) \times 100}{c}$$

a: Anzahl Milben/ Falle im unbehandelten Kontrollbetrieb

b: Anzahl Milben/ Falle im Behandlungsbetrieb

c: Anzahl Milben/ Falle im unbehandelten Kontrollbetrieb

### 2. Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen.

Die Milbenreduktion wurde in der Studie zur Epidemiologie berechnet. Sie vergleicht die zuletzt gemessene Anzahl Milben am Tag vor der Behandlung mit der Anzahl Milben am aktuellen Studientag. Die Berechnung der Signifikanz erfolgte durch den logarithmisch transformierten t- Test.

$$\text{Milbenreduktion in \%} = \frac{d \times 100}{e}$$

d: Anzahl Milben Tag x nach Milbenbehandlung/ Falle

e: Anzahl Milben am Tag vor der Behandlung

### 3. Stallparameter berechnet in beiden Studien.

In beiden Studien wurden die täglich gelegten Hühnereier und die täglich verendeten Legehennen auf den Farmen registriert. Die Legeleistung in % pro Studientag bzw. pro Woche und die verendeten Legehennen in % pro Studientag bzw. pro Woche wurden berechnet:

$$\text{Legeleistung in \%} = \frac{\text{Anzahl Hühnereier}}{\text{Anzahl Legehennen}} \times 100$$

$$\text{Verendete Legehennen in \%} = \frac{\text{Anzahl verendeter Legehennen}}{\text{Anzahl Legehennen}} \times 100$$

## 6. Phoxim – Behandlung

Die Behandlung wurde in der Wirksamkeitsstudie – Phoxim und in der Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen mit einer durch einen Kompressor betriebenen Sprühpistole durchgeführt. Schutzanzug und Schutzmaske (Vollmaske: P2) wurden bei der Ausbringung der Spraylösung verwendet.

Der Sprühstrahl wurde genutzt, um Milbenaggregationen bis in die Tiefe zu durchtränken bzw. zu sprengen. Diese Sprengung wurde durch die Anpassung der Entfernung zwischen Sprühkopf und Milben erreicht. Prominente Milbenaggregationen befanden sich in den Käfigsystemen am Eierkanal, Bodengrill und an den Futtertrögen (Abb. 10). Milbenaggregationen in der Voliere (Big-Dutchman Natura Nova) waren besonders an den Querträgern, unter den Anflugblechen und zwischen Trogkuppler und Futtertrog (Milben von außen verdeckt). Ebenfalls an den Trogkupplern zeigten sich Aggregationen im Betrieb mit Bodenhaltung (Abb. 11).

**Abb.10.** Käfigsystem – Milbenaggregationen



**Legende:** A. Futtertrog, B. Bodengrill, C. Eierkanal

**Abb. 11.** Milbenaggregationen im Betrieb mit Volieren- und Bodenhaltung

**Legende:** A. Querträger, B. Anflugblech, C. Trogkupplern

Die gewählten Fallenpositionen in der Wirksamkeitsstudie – Phoxim und in der Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen wurden somit vom Sprühnebel mit erfasst.

Laut Produktinformation des Herstellers sind zur Bekämpfung von *D. gallinae* in Käfighaltungssystemen pro Hennenplatz 25 ml einer 2000 ppm –Phoxim – Gebrauchslösung zur Sprühung notwendig. Die Ausbringung ist im Abstand von 7 Tagen erneut durchzuführen. Für die Wirksamkeitsstudie – Phoxim wurden entsprechend dieser Vorgaben im zu behandelnden Käfigsystem pro Sprühung am Tag 0 und am Tag 7 jeweils 0,84 l Phoxim E.C. 50% und 210,81 l Wasser verbraucht (insgesamt 211,65 l Phoxim – Gebrauchslösung).

Für die Behandlung von Volieren- bzw. Bodenhaltungssystem existiert keine vom Hersteller festgelegte Dosierung pro Hennenplatz. In der Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen wurde die für Käfigsysteme bestehende Dosierungsangabe als Richtdosierung übernommen. Die Behandlung wurde im Sinne einer korrekten, adäquaten und vollständigen Durchnässung aller mit Milben infestierter Bereiche durchgeführt und wie folgt angepasst: Eine 2000 ppm Phoxim – Gebrauchslösung wurde mehrmals in 25 Litereinheiten angemischt und ausgebracht. Die erste Sprühung im jeweiligen Betrieb galt als abgeschlossen, sobald sämtliche im Bereich der Kunststoffroste befindlichen Materialien der Versorgungslinien, Ruhezone bzw. Sitzgelegenheiten sowie die Familiennester durch die Sprühung befeuchtet bzw. durchtränkt waren. Bei der zweiten Ausbringung wurden in den jeweiligen Betrieben verstärkt Adspektionen durchgeführt, um abschließend die gezielte Anwendung gegen möglicherweise übersehene, unzureichend kontaminierte Milbenaggregationen zu lenken. Des Weiteren erfolgte die Besprühung der Außen- bzw. Zwischentüren. Dieses Vorgehen hatte eine Erhöhung der benötigten Gebrauchslösungsmenge im Vergleich zur ersten Sprühung zur Folge.

Im Betrieb mit Volierenhaltung wurde am ersten Tag der Ausbringung, am Tag 227 (33. Woche) die Menge von 150 l (0,6 l Phoxim E.C. 50%; 149,4 l Wasser) einer Phoxim – Gebrauchslösung ausgebracht. Dem entsprachen 17 ml pro Hennenplatz. Am zweiten Tag der Ausbringung, am Tag 234 (34. Woche) waren es 230 l (0,92 l Phoxim E.C. 50%; 229,08 l Wasser), was einer Menge von 26 ml pro Hennenplatz entsprach.

In der Bodenhaltung wurden am Tag der ersten Ausbringung, am Tag 278 (40. Woche) 140 l (0,56 l Phoxim E.C. 50%; 139,44 l Wasser) der Phoxim– Gebrauchslösung versprüht - 24 ml pro Hennenplatz. Bei der zweiten Sprühung, am Tag 285 (41. Woche) wurden 185 l (0,74 l Phoxim E.C. 50%; 184,26 l Wasser) der Gebrauchslösung ausgebracht. Dies entsprach 32 ml pro Hennenplatz.

Für beide Studien wurde das Fütterungsprogramm der Legehennen so eingestellt, dass vor Ausbringung der Gebrauchslösung kein Futter mehr auf den Förderketten der Futtertröge war. Unmittelbar vor den Sprühungen wurden die gelegten Hühnereier eingesammelt und verwertet. Die während der Sprühungen gelegten Hühnereier wurden verworfen.

## 7. Studienaufbau

Diese Arbeit war in die Studie zur Wirksamkeitsprüfung – Phoxim und in die Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen. Den Studien gingen Vorversuche voraus, die das Fallenmaterial und die Dauer der Fallenaufstellung bestimmten.

### 7.1 Vorversuche

Im ersten Vorversuch wurde die Anzahl gefangener Milben in einer Falle aus Wellpappe (Chirico and Tauson, 2002; Nordenfors et al., 1999), 7 cm x 10 cm mit der Anzahl gefangener Milben in einer Falle aus Graupappe, 7 cm x 10 cm (siehe 2.3) verglichen. Je 6 Fallen wurden für diesen Versuch benötigt. Am Eierkanal vor 6 Käfigen in einem Abstand von 10 cm zueinander wurden beide Fallentypen positioniert und nach 24 Stunden eingesammelt. Die Anzahl Milben pro Kartonfalle betrug 3048,3 (Vertrauensintervall: 2715,6 – 3421,8) und die Anzahl pro Falle aus Graupappe betrug 3009 (2818,8 – 3214,7) Milben.

Für den zweiten Vorversuch wurden 18 Fallen benötigt. Vor 6 Käfigen wurden jeweils 3 Fallen aus Graupappe in einem Abstand von 10 cm zueinander am Eierkanal befestigt. Nach 24, 48 und 72 Stunden wurde jeweils eine Falle vor jedem Käfig eingesammelt. Es wurden an den jeweiligen Tagen 5226,4 (4800,6 – 5688,3), 5342,2 (4755,9 – 6008,3) und 5631,8 (5328 - 5953) Milben pro Falle gezählt.

Die durchgeführten Vorversuche demonstrierten die Gleichwertigkeit der untersuchten Fallenmaterialien. Aufgrund der einfacheren Auswertungsmöglichkeit wurde die selbst konstruierte Falle aus Graupappe gewählt. Die Dauer der Fallenaufstellung wurde auf 24 Stunden festgelegt.

## 7.2 Wirksamkeitsstudie – Phoxim

In der Wirksamkeitsstudie – Phoxim wurde mittels Milbenfallen die populationsdynamische Entwicklung von *D. gallinae* in einem behandelten Stall mit einem unbehandelten Kontrollstall miteinander verglichen. Die Studie wurde zwischen Januar 2004 und März 2004 durchgeführt. Der Studienaufbau für die Wirksamkeitsprüfung – Phoxim entsprach den allgemeinen GCP – Guidelines (Good Clinical Practice) der EMEA (European Medicines Agency). Eine Richtlinie zur Prüfung der Wirksamkeit von Ektoparasitika beim Geflügel nach den Vorgaben der VICH (International Cooperation on Harmonization of Technical Requirements for Registration of Veterinary Products) ist nicht verfügbar. In Anlehnung an die Endoparasiten – Richtlinie, VICH 21/ Efficacy of Anthelmintics: Specific Recommendations for Poultry; (Anonymous, 2001) wurden die statistischen Berechnungen durchgeführt und geometrische Mittelwerte als statistische Größe berechnet.

Im Behandlungs- und im unbehandelten Kontrollbetrieb wurden an den Tagen -9, -1, 2,6, 9, 13, 20, 34 und 48 Fallen aufgestellt und nach 24 Stunden eingesammelt.

Im Behandlungsbetrieb betrug die eingesetzte Anzahl 20 Fallen pro Tag. Die Verteilung erfolgte gleichmäßig auf die Käfigbatterien, da sich der Milbenbefall auf die Käfige in allen 8 Käfigreihen erstreckte.

Im unbehandelten Kontrollbetrieb war die Milbeninfestation auf die ersten beiden Reihen des Käfigsystems beschränkt. 20 Fallen wurden hier als Monitoring- Einheit entsprechend verteilt. Eine Verteilung von 10 weiteren Fallen erfolgte auf die übrigen Käfigreihen, um eine mögliche Ausbreitung der Milben zu kontrollieren. Wurden Milben während der Studie in den zusätzlich aufgestellten Fallen gefangen so wurde dieses bei der Berechnung des geometrischen Mittelwertes pro Falle (und Studientag) berücksichtigt.

Die Aufstellung von Fallen am Tag -9 diente in beiden Betrieben der Ermittlung des „Basisbefalls“ mit *D. gallinae*.

Die quantitative Auswertung im Labor ergab für die beiden Betriebe einen vergleichbaren Milbenbefall mit 554,4 (158,7 – 1930,1) und 488,5 (107,8 – 2201,6) Milben pro Falle.

### 7.3 Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen

In der Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen wurde mittels Monitoring – Fallen die populationsdynamische Entwicklung von *D. gallinae* sowohl in einem Betrieb mit Volierenhaltung als auch in einem Betrieb mit Bodenhaltung von der Einstellung der Junghennen nach der Service - Periode bis zur Ausstallung der Legehennen untersucht. Der Tag der Einstellung wurde in beiden Betrieben als Tag 0 bezeichnet. Die Einstellung im Betrieb mit Volierenhaltung war im Februar 2004 und im Betrieb mit Bodenhaltung im März 2004. Im Abstand von zwei Wochen wurden in den gewählten Betrieben Monitoring - Fallen aufgestellt.

Die täglich gelegten Hühnereier und die verendeten Legehennen wurden auf den Farmen registriert. Die durchschnittliche Legeleistung (pro Woche) und die verendeten Legehennen in % (pro Woche) wurden berechnet.

Da im Laufe der Studie der Milbenbefall vom jeweiligen Stallpersonal als massiv störend und nicht hinnehmbar empfunden wurde, musste im Betrieb mit Volierenhaltung am Tag 227 und 234 und im Betrieb mit Bodenhaltung am Tag 278 und 285 behandelt werden.

Zwischen den Sprühungen erfolgte kein Milben – Monitoring. Nach der 2. Sprayapplikation wurden für die folgenden 4 Wochen wöchentlich Fallen aufgestellt, danach wieder 2 – Wochen Rhythmus.

Im Volierenbetrieb wurden am Tag –6 die Fallenpositionen festgelegt und die 48 aufgestellten Fallen nach 24 Stunden eingesammelt. Milben konnten zu diesem Zeitpunkt nicht nachgewiesen werden. Folgende Fallenpositionen wurden bis März 2005 untersucht: Familiennest (16 Fallen); Kunststoffrost (8 Fallen), Trogkuppeler (8 Fallen), Querträger (8 Fallen), Anflugstange (8 Fallen)

In der Bodenhaltung wurden am Tag -8 die Fallenpositionen festgelegt und die 32 aufgestellten Fallen nach 24 Stunden eingesammelt. Milben waren nicht feststellbar. Die aufgeführten Fallenpositionen wurden bis März 2005 untersucht: Familiennest (16 Fallen), Kunststoffrost (8 Fallen), und am Trogkuppeler (8 Fallen)

### III. Ergebnisse

#### Publikation 1 (Wirksamkeitsstudie – Phoxim)

##### **Field efficacy of phoxim 50% (ByeMite<sup>®</sup>) against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* in battery cages stocked with laying hens**

**Borris Meyer-Kühling<sup>a</sup>, \*Kurt Pfister<sup>c</sup>, Jürgen Müller-Lindloff<sup>a</sup>, Josef Heine<sup>b</sup>**

<sup>a</sup> *Veterinary Practice for Poultry and Pigs “Am Bergweg”, Lohne, Germany*

<sup>b</sup> *Bayer HealthCare AG, Animal Health Division, Monheim, Germany*

<sup>c</sup> *Institute for Comparative Tropical Medicine and Parasitology, Faculty of Veterinary*

*Medicine, Ludwig-Maximilians-University, Munich, Germany*

#### **Abstract**

Infestations with the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* represent a major ectoparasite problem in poultry and can affect egg-layers worldwide. There is presently a lack of an ectoparasiticide in Europe for poultry which can assure a 0-day withholding period for eggs. In this study, ByeMite<sup>®</sup> (phoxim 50%, Bayer HealthCare, Animal Health Division) was administered to treat a *D. gallinae* infestation in a poultry house stocked with egg-laying hens kept in a cage system. A layer house was sprayed twice within a 7-day interval using a solution containing 2,000 ppm phoxim and a similar layer house was used as an untreated control unit. Specially developed *D. gallinae* traps made of cardboard were used to assess the mite density in both layer houses during a 49 days – period after the treatment. In order to collect mites, the traps were placed on days -1, 2, 6, 9, 13, 20, 34 and 48 and always removed

after 24 hours. The collected mites were counted and differentiated according to their developmental stage (mite eggs, larvae, nymphs, adults). Three days after the first spray treatment, the efficacy against all mite stages (larvae, nymphs, adults) was 96.1 %, and from day 7 post-treatment until the end of the trial (day 49) the efficacy exceeded 99%. In contrast, in the untreated layer house (negative control group) the mite population showed a 400% increase. No treatment-related side effects in chickens were detectable. It is concluded that two administrations of ByeMite<sup>®</sup> within a 7-day interval are highly effective against *D. gallinae* infestations in a stocked poultry house.

Keywords: *Dermanyssus gallinae*; phoxim spray; monitoring trap; efficacy; poultry

## 1. Introduction

The poultry red mite *D. gallinae* is a cosmopolitan blood-feeding mite of birds and is a major parasite of domestic fowls, particularly of laying hens (Pfister, 2006). *D. gallinae* typically hides in cracks and crevices in the environment of the hens and poultry house and infest the birds only briefly for blood meals, mainly at night. Where infestation is severe, the mites can also be found on the birds during the day. A female is able to lay during its 5-8 week lifespan 4-5 clutches with about 8 eggs, usually within 12–48 hours after a blood-meal at a temperature between 18° and 30 °C. Normally, females take a blood meal every day. Under favourable conditions, i.e. at temperatures between 24° and 28°C and a high humidity, the life cycle (mite egg – larva – nymph – adult) can be completed within 7 days (Hoffmann, 1987).

Severe infestations of mites can cause irritation and restlessness in affected hens and may cause a decrease in egg production or even lead to death of birds (Schneider and Haaß, 1971; Eckert et al., 2005). Also, high densities of parasites may cause blood spots on the egg shell, especially in cage systems where eggs may crush engorged mites during transfer to the

collecting point or during packing. Furthermore, considerable mite populations may also induce anaemia in hens (Kirkwood, 1967, Pfister, 2006).

Under appropriate conditions, mites can attack man and thereby cause cutaneous reactions such as papular dermatitis and urticaria (Auger et al., 1979; Beck, 1999).

In recent years, the frequency of *D. gallinae* infestations in laying hens has increased in Europe, and farmers need an adequate treatment to control these parasites. In most countries, the use of acaricidal spray treatments is restricted to empty chicken houses in order to avoid any chemical residues in poultry meat and eggs. At present there are no reports of any registered drugs for the control of *D. gallinae* in egg layers which can assure a 0-day withdrawal period for eggs and a 25-day withholding period for meat.

Recently, an emulsifiable concentrate containing phoxim 50% (ByeMite<sup>®</sup>, Bayer HealthCare, Animal Health Division) has been developed to treat *D. gallinae* infestations in poultry houses stocked with egg-laying chickens. A maximum residue level for chicken meat and eggs was approved by the EMEA in January 2005 (Anonymous, 2005) and data are submitted to the authorities to request approval for a 0-day withholding period for eggs and for a 25-day withholding period for meat.

The objective of the present trial was to evaluate the efficacy of phoxim 50% and its effects under field conditions in a layer house naturally infested with *D. gallinae*.

## **2. Materials and Methods**

### **Farms**

The study was performed between January and March 2004 in two commercial egg-producing poultry farms in north-west Germany. The farm used for the preliminary experiments, and subsequently for the trial, had a Big Dutchman cage system, with 2,112 cages, 3 floors, 4 batteries and manual egg collection. The control farm had a Hellmann cage system with 1,368

cages, 3 floors and 3 batteries with an automatic egg-collection belt. Both farms had Lohmann Brown hens (49 weeks in treated, 37 weeks in untreated farms).

### **Mite traps**

There is no established guideline for the assessment of the mite population density in a stocked poultry house. Recently, traps made of corrugated cardboard (packing cardboard, 7 cm x 10 cm) or Bristol board (7 cm x 20 cm, folded in two and closed with two staples) were successfully used to assess mite density by Nordenfors and Chirico (2001) and Zenner et al. (2003).

For the present study, a special type of trap was designed. The traps were made of 7 cm x 20 cm grey cardboard, folded to 7 cm x 10 cm with an 11 cm wooden spatula (10 mm wide, 2 mm high), placed exactly in the middle of the trap interior, with a drilled hole in the centre going through the board and the wooden spatula. This construction allowed an easy opening of the traps for counting the mites. The wooden spatula ensured both an even distance of approximately 2 mm between the two trap halves and a mechanically solid trap construction. Moreover, the 1 cm overhanging part of the spatula was useful for easy handling of the trap during collection and opening.

For the preliminary experiments, traps of corrugated cardboard (7 cm x 10 cm) and a grey board with a hole drilled in the centre were used. The details of these traps are given under "Preliminary experiments".

The traps were fixed as follows. A wooden screw was fixed vertically with a thin wire to the slightly curved metal rods of the egg belt in the treatment group (Fig. 1) and onto the bottom wire grid in the control group. In both groups, the traps with the hole drilled in the centre were pressed onto the screw and the trap was fixed firmly to the metal rods with the aid of a plug. Before the traps were positioned, they were bent slightly to produce the tension necessary to

ensure that as much of the underside of the trap as possible was in contact with the metal rods. Each plug was used only once. The distance between the two trap halves was checked again after fixation. Every trap position, determined by the floor, cage and row number, was identified with a number. Each trap was used only once and collected after 24 hours. After collection, the traps were carefully placed into self-sealing plastic bags, which had already been labelled with the date of deposition, layer house, owner's name and trap number, and then transported in a cool-box to the laboratory where the bags were frozen at  $-18^{\circ}\text{C}$  in order to kill the mites. The mites from the opened traps and in the plastic bags were placed in a Petri dish, counted using a Zeiss 2000 C stereo microscope and recorded as follows. In traps with low numbers of mites (up to 350 mites/trap) all of them were counted and identified according to the developmental stage (eggs, larvae, nymphs and adults). If mites were abundant, all the trapped mites were weighed using a microgram balance (Mettler AE 163 - 0.00001 g). In these cases, 10-20% of the mites (or the weight) were counted and the total number was calculated accordingly.

The geometric mean from all the traps set on each sampling day of the trial was calculated for eggs, larvae, nymphs, adults and total number of mites (larvae, nymphs, adults). In this study the geometric means were compared at each time point based on the logarithmically transformed data using the t-test. The treatment efficacy was calculated according to the modified Abbott's formula:

$$\text{Efficacy in \%} = \frac{(a - b)}{c} \times 100$$

a: Nr. of mites/ trap untreated control group

b: Nr. of mites/ trap treatment group

c: Nr. of mites/ trap untreated control group

## **Spray administration**

Treatment group: According to the protocol, a volume of 25 ml per hen place of an emulsion containing 2,000 ppm phoxim has been administered, i. e. a total of 211.65 l of emulsion (0.84 l phoxim E.C. 50% phoxim + 210.81 l water) for 8,448 hen places. The spray solution was applied within a 7-day interval (on days 0 and 7) onto the surfaces of the cages that directly surround the hens and where the parasites hide, i.e. cage wires, ancillary equipment, metal posts, feed troughs. A compressor with an airgun and tank and a device for producing coarse spray droplets has been used. During the spray treatment, the hens remained in the cages and were thus exposed to the spray. Before spraying all feeds and eggs were removed. Prior to treatment, the hen surroundings most heavily infested with *D. gallinae* were identified: Mite aggregations, commonly mixed with dust, food particles and small feathers were found at the metal angle rail which connects the front and top side of each cage, on the outside of the troughs, on the bottom wire grid, on the egg channel and its protective strip, on the solid metal parts of the cages, and also in other areas of the cage system forming cracks and crevices.

## **Preliminary Experiments**

### **Comparison of trap material for mite collection**

The purpose of this experiment was to assess whether the two trap types showed any differences with regard to the number of mites collected. Therefore, 6 traps made of corrugated cardboard (Nordenfors and Chirico, 2001) and 6 traps made of grey cardboard were fixed onto the slightly curved metal rods of the egg belt in front of a cage harbouring a *D. gallinae* infestation. The distance between the traps was about 10 cm. All traps were

removed after 24 hours. There was no marked difference between the two types of trap material. The geometric mean number of mites after 24 hours was 3,048.3 (2,715.6 – 3,421.8) in the corrugated cardboard traps and 3,009 (2,818.6 – 3,214.7) in the grey board traps. Because of the difficulties for separating the different components of the corrugated cardboard (packing cardboard) for counting the mites, the grey cardboard was chosen for the efficacy trial.

### **Duration of trapping**

This experiment aimed to provide information about the duration of mite trapping. Three traps made of grey cardboard were fixed in front of each cage on the metal rods of the egg belt. Six cages were selected because of their moderate to high infestation with *D. gallinae*. Three traps were fixed in front of each cage. The distance between the traps was about 10 cm. One trap was removed from each cage after 24, 48 and 72 hours and the mite numbers were counted. This experiment did not show any significant difference between the three time periods. The geometric mean of the total number of mites trapped was 5,226.4 (4,800.6 – 5,688.3) after 24 hrs, 5,342.2 (4,755.9 – 6,000.8) after 48 hrs and 5,631.8 (5,328.0 – 5,953.0) after 72 hrs. For practical reasons, a duration of 24 hours was chosen for the efficacy trial.

### **Trial Design**

At the start of the trial, the number of hens in the treatment and control group was 8,138 and 5,438 respectively. Dead birds and egg rates were recorded daily until the end of the study on day 49. The average daily egg rate (in %) and the weekly mean number of dead chickens (in %) were recorded on the farm and were made available to the investigator.

The 20 traps for the monitoring trial were placed, each time for 24 hours, in the poultry houses on day –1, 2, 6, 9, 13, 20, 34 and 48 in the same positions. The traps were evenly

distributed in the treatment group (2,112 cages) showing mite infestations in every row of the cage system. In the untreated control shed the mite infestation was essentially restricted to two rows with a total of 456 cages; the area of collection was thus focused on this part of the poultry house with 20 evenly dispersed traps. In the remaining parts of this shed, 10 traps were distributed evenly in order to assess the possible spread of mites to these areas. Any of these additional traps should be included in our efficacy assessment as soon it became mite positive.

The average mite population (baseline) per trap was assessed as follows: 20 traps were placed on day -9 in each of the treatment and control groups. The geometric mean of the total number of mites (larvae, nymphs, adults) on day -9 per trap was 554.4 (158.7 – 1,930.1) in the treatment group and 488.5 (107.8 – 2,201.6) in the untreated control group. The phoxim spray solution (2,000 ppm) was administered on day 0 and day 7.

### **3. Results**

#### **Efficacy Trial**

##### **Efficacy of phoxim**

The results of the efficacy trial are shown in Fig. 2 as the total number of mites (larvae, nymphs, adults). On day 7 after the first administration of phoxim, the mean total number of trapped mites (larvae, nymphs, adults) decreased to 5.6 (1.8- 14.3) per trap (Fig. 2) as compared to 646.5 (149.9-2,771.1) mites in the untreated control group. This represents an efficacy of 99.1%. This substantial reduction persisted after the second administration, and from day 14 post-treatment, an efficacy  $\geq 99.5\%$  was detectable until the end of the trial (day

49). After day 0 the average number of mites per trap in the treatment group was significantly lower than in the control group ( $p < 0.001$ ) throughout the investigational period.

In the treatment group, the number of all developmental stages (mite eggs, larvae, nymphs, adults) decreased simultaneously with the number of the total mite population (Fig.3). Only 3.4 mite larvae were detected on day 3 after the first spray application, and less than 1 on the subsequent days.

In the untreated group, about 600 mites per trap (Fig. 2) were detectable during the first two weeks of the trial, thereafter the numbers increased to 1,000 and  $>3,000$  mites per trap at the end of the trial. Amongst the 20 traps located in the first and second rows of the control group, 4 were mite-free at the beginning of the trial but became mite-positive on days 3, 7, 10 and 21, respectively. From the 10 traps placed in row 3 of the control stable, 3 traps became mite-positive on days 10, 14 and 49 respectively. Consequently, the calculation of the geometric mean number of mites was successively adapted throughout the trial.

The number of all developmental stages (mite eggs, larvae, nymph adult) in the control group increased simultaneously with the number of the total mite population and, as observed in the treatment group (Fig. 4). The percentage of larvae varied between 3.2% and 7.1%.

The stages detected most often in both layer houses were nymphs (46.5% and 70.8% of the total mite population), followed by adults (18.4% and 40.5%; Fig. 3, 4).

After day 0 the average number of all mite stages per trap in the treatment group was significantly lower than in the control group ( $p < 0.001$ ) throughout the investigational period.

### **Health management**

During the course of the study, from day 1 to day 49 the average daily egg rate (in %) ranged from 89.9 to 93.0% in the treatment group and from 93.0 to 94.7% in the control group. The weekly number of dead chickens varied from 0.08% to 0.28% in the treatment group and from 0 to 0.12% in the control group.

In both, the treatment and the control group, the number of dead chickens per day was in the usual range for layer houses in Germany. In the control group 0 to 0.04% chicken died per day whereas in the treatment group 0 to 0.07% dead chickens per day could be detected during the course of the study. On both days post-treatment (days 1 and 8) 0.03% deaths occurred in both groups.

#### **4. Discussion**

It has been shown in this study that two spray administrations of a phoxim 50% emulsion (2,000 ppm) were highly efficacious against *D. gallinae* in a mite-infested layer house. In the treatment group, repeated spraying led to an efficacy against the *D. gallinae* population of >99% after the second administration until the end of the trial, thus leading to a dramatic reduction of the mite population dramatically. In contrast, in the untreated poultry house the number of mites increased by about 400% between day 0 and the end of the trial (day 49). This increase led to unacceptable working conditions for the farm employees. It should be noted that the average number of mites remained at moderate levels for the first 14 days before a sudden increase to high values occurred. Such unpredictable explosive increases of the mite population might be related to the optimum temperature conditions for the mites in a cage system (Schneider and Haaß, 1971).

Moreover, the mites in the untreated poultry house were observed to spread as 7 traps distributed in the first, second and third rows of the control shed, which had no mites at the beginning of the trial, became mite-positive during the trial. This mechanical spreading in an automated layer house may be significant. It has been seen that aggregations on the bottom wire grid fell to lower cages when the cage system vibrated, for example, when the hens made hectic and anxious movements or when they were trying to reach the eggs falling to the egg channel. Also, there were always some mites detectable on the clothes or the hair protection

of the staff working in the shed of the control group. These observations may even suggest a spreading of the mites by air, although the automatic egg belt may also have contributed to the mechanical spread of mites.

Interestingly, after the first spraying, the number of trapped mites decreased on the two following monitoring days from 22.7 (9.9 – 50.4) to 5.6 (1.8 – 14.3), suggesting some persistent effect of phoxim after the first application.

Such a persistent effect of phoxim is important and highly desirable, particularly when (1) there are hiding areas for mites in the cage system where they cannot be reached by the spray aerosol; (2) mites or eggs located in the depths of mite aggregations under a layer of dead mites mixed with dust and food particles are not sufficiently exposed to the spray aerosol; (3) the drug is not present in sufficient concentrations to eliminate all mite eggs. Chauve (1998) concluded that the most important prerequisite for a useful acaricide is its ability to penetrate into nooks where the mites hide and to remain active on exposed surfaces as long as possible.

It is surprising and unexpected that after the first treatment the number of larvae decreased simultaneously, particularly because high numbers of mite eggs have aggregated in the housing system. The reason for this dramatic reduction is not clear and it can be hypothesised that (1) the outer shell of the mite egg was contaminated during phoxim spraying, which resulted in a direct action of phoxim on the larvae during the hatching process; (2) the hatched larvae may also have been exposed to residues of phoxim on the surfaces of the cage system shortly after spraying; (3) phoxim penetrates the egg shell and thus has some ovicidal activity. Lekimme et. al (2006) showed that phoxim has some low ovicidal effect of phoxim against mite eggs of *Psoroptes ovis* and that it is unable to totally prevent larval emergence.

In the present study, the high efficacy against *D. gallinae* was proven for phoxim, a product for which – in contrast to most other acaricidal compounds - a maximum residue level for poultry meat and eggs exists. (Anonymous, 2005) and for what the company has submitted

data to the authorities to approve a 0-day withholding period for eggs and a 25-day withholding period for meat.

In a study of the population dynamics of the poultry red mite and layer systems in Sweden, Nordenfors and Hoeglund (2000) treated a flock of 2,000 to 2,260 layers with a 0.15% metrifonate solution (Neguvon®, Bayer AG) by spray application. After two spraying actions only an initial reduction in trapped mite numbers from 90 % could (as estimated from the figure) be observed. Within the following two months the numbers of trapped mites subsequently increased again and reached even higher values than before treatment (Nordenfors and Hoeglund, 2000). For Metriphionate (Neguvon®), which was registered in Europe for spray application in laying hens, the Maximum Residue Limit for eggs and meat expired in 2002 (unpublished data by the company). Subsequently, the product was withdrawn from the market by the national authorities. A veterinary medicinal product may not be the subject of a marketing authorisation for the purpose of administering it to one or more food-producing species unless the pharmacologically active substances which it contains appear in Annexes I, II or III of EMEA council regulation No 2377/90 (Anonymous, 2006).

As an alternative to chemical acaricides, Kirkwood (1974) sprayed sorptive dust in chicken huts. Comparing the number of mites trapped at the walls before treatment with the number of mites after the second spraying, he achieved in two of his experiments a reduction between 90 and 100%. However, it remains questionable whether treatment with sorptive dusts is effective against *D. gallinae* in heavily infested cage systems stocked with laying hens when it is powdering off from smooth surfaces of the metal construction. Large numbers of cardboard traps impregnated with 20% neem oil that mimic the aggregation sites of *D. gallinae* were used with a high efficacy of > 92% by Lundh et al. (2005). From the farmer's

point of view, impregnated traps might not be a practical approach in large commercial egg-production centres. Moreover, the trap effect is restricted to the area close to the traps.

During the course of the study, there was no evidence of any treatment-related side effects in chickens. The feed troughs were free of feed while spraying for a period of about 5 hours. The delayed feeding time and the stress caused by the treatment led to a temporary, but compensated reduction in the daily egg production for the first 2 days post-treatment of 9.6 % and 4.4% respectively. An effect of short-term fasting on egg production could also be observed by Altan et al. (2000). Similarly in the present study, the percentage of dead chickens did not show any evidence for phoxim-associated deaths. This confirms data obtained from preliminary trials during drug development by the company (unpublished data). Considering the treatment-related feed restriction for the hens, it is advisable to adjust the time of spraying to the feeding regime and to treat the whole chicken housing system within the shortest possible period of time.

In conclusion, the 2000 ppm phoxim treatment consisting of two spray administrations ensures that the mite population can be reduced and remains at an acceptable low level for at least 49 days.

### **Acknowledgements**

The authors would like to thank all members of 'Tieraerztliche Praxis Am Bergweg, Lohne' for contributing to the realisation of this study. The statistical and financial support was provided by Bayer HealthCare, Animal Health Division.

---

**References**

- Altan Ö., Özkan S., Altan A., Akbas Y., Ayhan V., Özkan K., 2000. Effects of short-term fasting and midnight lighting on egg production traits of laying hens during summer season. Arch. Geflügelk. 64, 85-89.
- Anonymous, 2005. Phoxim - Extension to laying hens, Committee for medicinal products for veterinary use, Summary Report (6). EMEA/CVMP/6745/2005-FINAL.
- Anonymous, 2006. Status of MRL Procedures, MRL assessments in the context of Council Regulation (EEC) No 2377/90. EMEA/CVMP/765/99-Rev.16.
- Auger, A., Nantel, J., Meunier, N., Harrison, J.R., 1979. Skin acariasis caused by *Dermanyssus gallinae* (de Geer): an in-hospital outbreak. Can. Med. Assoc. Journal 17, 700-703.
- Beck, W., 1999. Farm animals as disease vectors of parasitic epizoonoses and zoophilic dermatophytes and their importance in dermatology. Der Hautarzt 50, 621-628.
- Chauve, C., 1998. The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778): Current situation and future prospects for control. Vet. Parasitol. 79, 239-245.
- Eckert, J., Friedhoff, K.T., Zahner, H., Deplazes, P., 2005. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Enke Verlag, Stuttgart, pp. 369-371.
- Hoffmann, G., 1987. Vogelmilben als Lästlinge, Krankheitserzeuger und Vektoren bei Mensch und Nutztier. Dtsch. Tierärztl. Wschr. 95, 7-10.
- Kirkwood, A.C., 1967. Anaemia in poultry infested with the red mite *Dermanyssus gallinae*. The Vet. Rec. Vol.80, 514-616.
- Kirkwood, A.C., 1974. Sorptive dusts for the control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. Int. Pest Control 16, 12-15.

- 
- Lekimme, M., Mignon, B., Leclipteux, T., Tombeux, S., Marechal, F., Losson, B. 2006. In vitro tests for evaluation of the hatchability of the eggs of *Psoroptes* mites following exposure to acaricidal compounds. *Medical and Vet. Entomol.* 20, 102-105.
- Lundt, J., Wiktelius, D., Chirico, J., 2005. Azadirachtin-impregnated traps for the control of *Dermanyssus gallinae*. *Vet. Parasitol.* 130, 337-342.
- Nordenfors, H., Chirico, J., 2001. Evaluation of a sampling trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: *Dermanyssidae*). *J. Econ. Entomol.* 94, 1617-1621.
- Nordenfors, H., Hoeglund, J., 2000. Long-term dynamics of *Dermanyssus gallinae* in relation to control measures in aviary systems for layers. *Br. Poult. Sci.* 41, 533-540.
- Pfister, K., 2006. Befall mit der Roten Vogelmilbe. In: Schnieder, T., *Veterinärmedizinische Parasitologie*, Parey Verlag, pp.634-635.
- Schneider, J., Haaß, K., 1971. Untersuchungen zur Schadwirkung der roten Vogelmilbe (*Dermanyssus avium*) in Intensivhühnerbeständen. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.* 84, 130-132.
- Zenner, L., Bon, G., Dernburg, A., Lubac, S., 2003. Preliminary studies of the monitoring of *Dermanyssus gallinae* in free-range poultry farms. Spring meeting of the WSPA French Branch Meeting Abstracts, 781-782.

**FIGURES**



Fig. 1 Treatment group: Mite trap fixed to the egg channel.

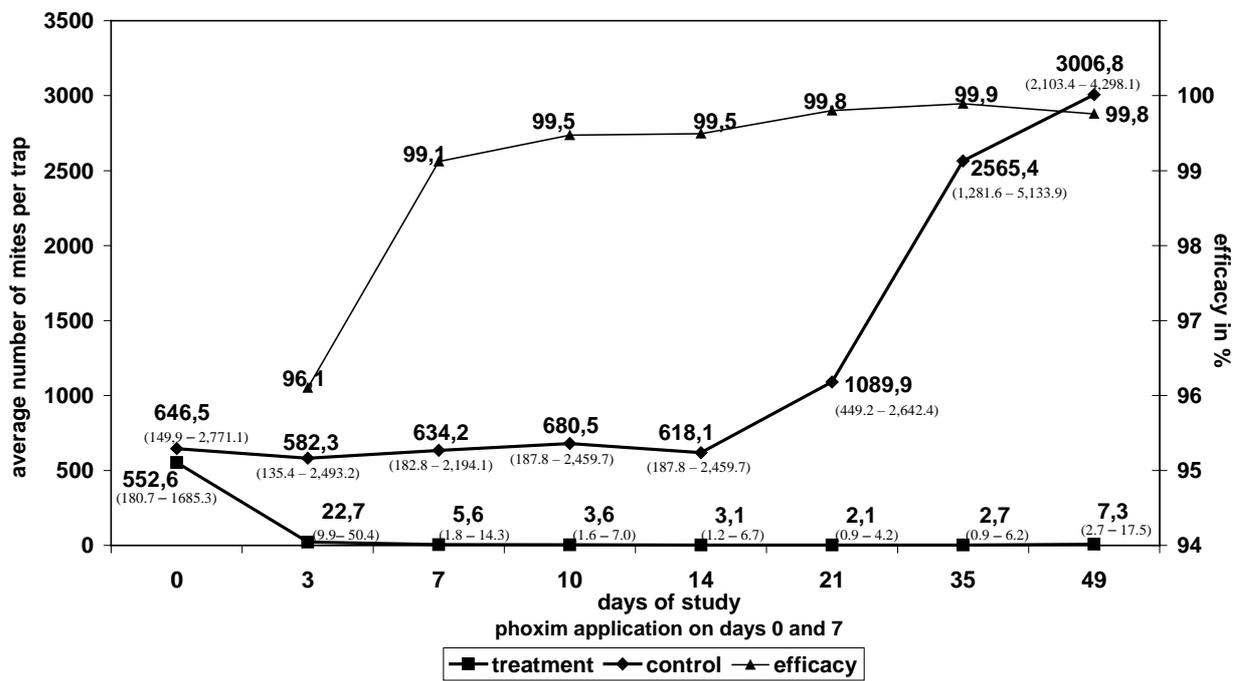


Fig. 2 Geometric mean number of total mites (larvae, nymphs, adults) per trap and calculated efficacy.

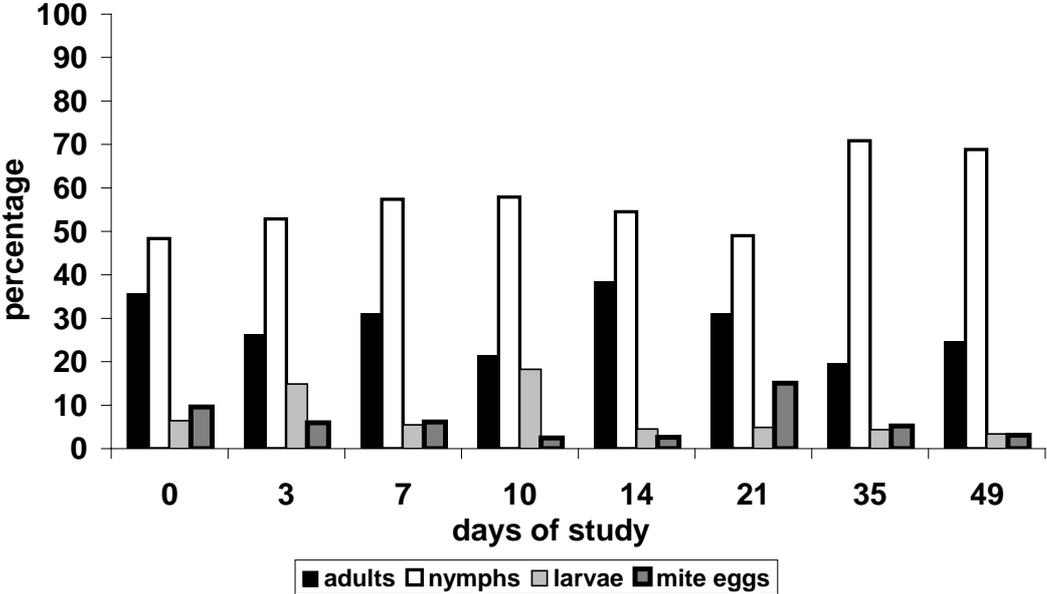


Fig. 3 Treatment group: Percentage of the Developmental stages of *D. gallinae* per trap.

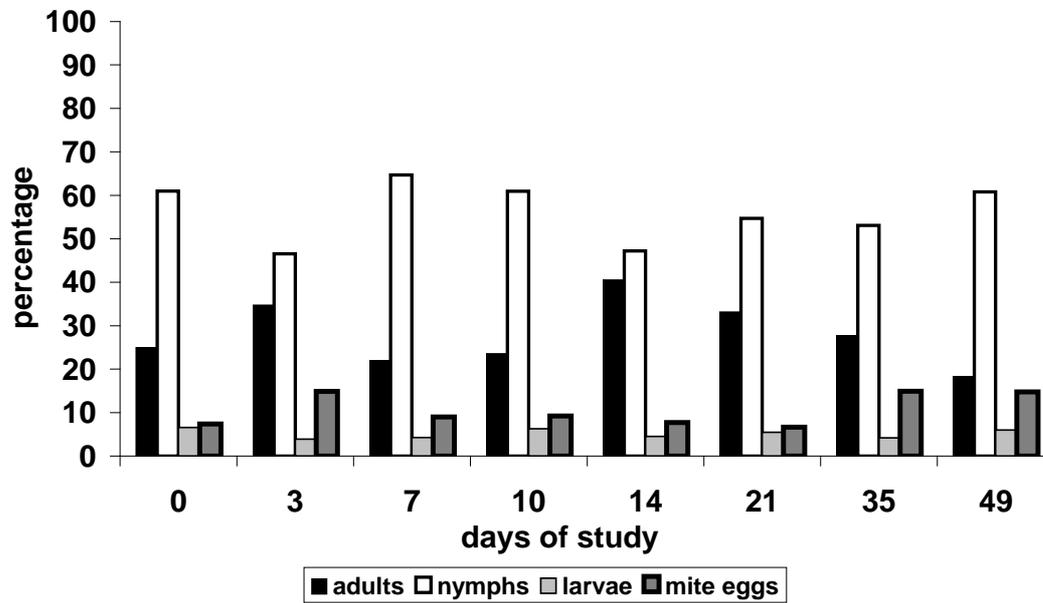


Fig. 4 Control group: Percentage of the Developmental stages of *D. gallinae* per trap.

**Publikation 2 (Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen)**

**Epidemiology of *Dermanyssus gallinae* and acaricidal efficacy of phoxim 50% (ByeMite<sup>®</sup>) in alternative housing systems during the laying period of hens**

**Borris Meyer-Kühling<sup>1</sup>, Josef Heine<sup>2</sup>, Jürgen Müller-Lindloff<sup>1</sup>, \* Kurt Pfister<sup>3</sup>**

(1) Veterinary Practice for Poultry and Pigs “Am Bergweg”, Lohne, Germany

(2) Bayer HealthCare AG, Monheim, Germany

(3) Institute for Comparative Tropical Medicine and Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine, Ludwig-Maximilians-University, Munich, Germany

**Corresponding author:**

Prof. Dr. Kurt Pfister

Institute for Comp. Tropical Medicine and Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine,

Ludwig-Maximilians-University, Munich, Leopoldstraße 5, 80802 Munich, Germany

Tel. +49 (0) 892180 3622, Fax +49 (0) 89 2180 3623

e-mail: Kurt.Pfister@ tropa.vetmed.uni-muenchen.de

## Abstract

The objective was to evaluate the epidemiology and population dynamics of a *Dermanyssus gallinae* infestation during a one year period in both, a multi-level aviary system and a one-floor plastic slat system. The used layer houses had a history of a *D. gallinae* problem and were treated during the service period when the chicken houses were empty. In the present study mites were detected in the monitoring traps for the first time in both sheds 26 and 39 days, respectively, after re-stocking. The number of mites steadily increased from the first detection of mites until a first phoxim treatment. The highest numbers of mites were trapped in the supply and resting areas in both housing systems. A 2,000 ppm phoxim (ByeMite<sup>®</sup>, Bayer HealthCare AG,) spray solution against the *D. gallinae* infestation was administered twice with a 7-day interval in the two systems on days 227/ 234 and 278/ 285, respectively. The reduction in the number of mites after treatment was 99.3 % to 90.0 % in the aviary system whereas it was 97 % to 94.5 % in the plastic slat system. There was no evidence that the growing mite population had any effect on the average daily egg rate and the number of dead hens, respectively.

## Introduction

The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (Fig. 1) is an important blood sucking ectoparasite of laying hens. In the poultry house these mites hide in the environment of the hens forming prominent colonies especially at the feeding trays and in the nest boxes (Cencek 2003). The red mites stay on the hosts only to feed, predominantly at night for a blood meal lasting about 0.5 – 1.5 hours. The female lays approximately 30 eggs during its lifetime (Chauve 1998). In cases of severe infestations, the mites can also be found on the birds during the day. In poultry houses the development from eggs to adults can be completed within one

week and mite populations can thus grow very rapidly. Wild birds like sparrows can act both as transport hosts and as a reservoir (Hoffmann 1987). This bloodsucking parasite causes irritation and restlessness in affected hens, and has been reported to cause a decrease in egg production and even deaths (Schneider and Haaß 1971). A reduction in the number of erythrocytes and the packed cell volume is also described (Kirkwood 1967). Moreover, the poultry red mite is a potential vector of various pathogens such as *Erysipelothrix rhusiopathiae* (Chirico et al. 2003) and *Salmonella gallinarum* (Zeman et al. 1982). Mites may also attack humans, causing skin reactions like urticaria (Auger et al. 1979, Beck 1999). Furthermore, crushed mites lead to blood spots on the egg shell, thus causing a loss of quality (Cencek 2003).

According to the season, mite populations can be built up within 0-3 months after re-stocking a flock of hens in a layer house (Nordenfors and Hoeglund 2000). High, but sometimes quite fluctuating numbers of mites can be trapped or detected at typical hiding places of the housing system (Schneider and Haaß 1971, Nordenfors et al. 2001, Chirico and Tauson 2002). The opinions about the impact of a treatment against *D. gallinae* are varying. Beugnet et al. (1997) concluded that treatments seem to be generally ineffective and re-infestations occur within four to eight weeks. Meyer-Kühling et al. (2005) demonstrated the successful control of *D. gallinae* in a mite infested cage system with an emulsifiable concentrate containing 50 % phoxim (ByeMite<sup>®</sup>, Bayer HealthCare AG) for 49 days. For this product the French authorities approved a 0-day withholding period for eggs and a 25-day withholding period for meat.

The aim of this study was to follow up and demonstrate the epidemiological pattern of a *D. gallinae* population and the impact of an increasing mite population on the performance of hens during the entire laying period. Since housing hens in cage systems will be legally prohibited in the EU from December 31, 2011, both, a multi-level aviary and a one-floor

plastic slat system stocked with laying hens were chosen for this study. At the same time the efficacy of a phoxim treatment against *D. gallinae* was evaluated in these alternative housing systems.

## **Material and methods**

### *Layer houses*

The presently used layer houses were selected for this study because of their well known history of a permanent *D. gallinae* problem. This study included a multi-level aviary system with an outdoor run and a one-floor plastic slat system.

### *Aviary system*

A Big Dutchman Natura aviary system (Fig. 2) was re-stocked with 9,000 Lohmann Selected Leghorn (LSL) birds. This system consists of several levels with a supply area, a resting area and a laying area. The construction of the aviary system was identical on the left and right parts of the shed. The laying house featured areas for scratching and two winter gardens connected to the outdoor area. These compartments were connected by wall inlets. The multi-level-system consisted of a metal construction, metal tiers, plastic slats and drinkers, feed troughs stabilized by couplers fixing metal tiers above, landing perches, cross bars and plastic manure belts installed under each level. The 84 nests in both parts of the shed had an automatic egg-collection system and were arranged on two floors with a plastic insert consisting of a special finger pad positioned on the bottom wire grid. A day-night management programme was operated in the poultry houses, and the nests opened and closed automatically. The air circulation was regulated by wall fans, wall inlets and air chimneys. In the layer house the average temperature was  $18 \pm 2^\circ \text{C}$ , but in the summer season it was

higher: From day 123 – day 161 temperatures of  $22 \pm 2^\circ \text{C}$ ; day 162 – day 225 temperatures of  $26 \pm 4^\circ \text{C}$ .

#### *Plastic slat system*

A Big Dutchman plastic slat system (Fig. 3) was re-stocked with 5,750 Lohmann Brown hens. This one-floor system consisted of 2/3 plastic slats with metal tiers, plastic drinkers, feed troughs stabilised by couplers fixing metal tiers above, one floor of nests and 1/3 scratching area. The construction of the plastic slat system was identical on both, the left and right side of the shed. Manure was collected under the plastic slats. The 42 nests on each side of the stable had an automatic egg collection system and a plastic insert consisting of a special finger pad on the bottom wire grid. As in the aviary system, the nests were closed automatically as directed by the day-night management programme. The air circulation was regulated by wall fans, wall inlets and air chimneys. In the layer house the average temperature was  $20 \pm 2^\circ \text{C}$ , but in the summer season it was higher: From day 138 – day 201 temperatures of  $26 \pm 3^\circ \text{C}$ .

#### *Health management of the hens*

During the previous production cycle of the hens there was no ectoparasiticide treatment inside both housing systems. However, in the empty chicken houses, during the service period the reported *Dermanyssus* infestation was treated. The service period for both housing systems, designed to clean and treat against infectious agents before re-stocking, included disinfection with 2 % formaldehyde and a specific treatment against mites with Dimethoate 0,15 % (Danadim<sup>®</sup>, Dr. Stähler GmbH & Co. KG). The service period lasted 3 weeks. After re-stocking, both flocks were regularly supervised by a veterinarian and clinically examined for infectious and other diseases. An anthelmintic treatment with flubendazol (Flubendazol 5 %<sup>®</sup>, Bela-Pharm Arzneimittel GmbH & Co. KG) was administered as an in-feed formulation

according to the company's recommendations as soon as helminth eggs were diagnosed in faecal samples. Consequently, anthelmintic treatments were performed in the 10th week (aviary system) and in the 13th week (plastic slat system), respectively. Both flocks were regularly vaccinated against infectious bronchitis and Newcastle disease, two infections that can potentially lead to a reduced egg production and death.

### *Mite traps*

In order to assess the development of the mite population traps made of cardboard (Fig. 4A, 4B) were used during the study period, i.e. from the time of re-stocking with young hens until the laying hens were moved out, i.e. for about one year.

A special cardboard trap was used (Meyer-Kühling et al. 2005). This cardboard trap is a modification of the cardboard trap as described by Nordenfors and Chirico (2001). It consists of a double layer of cardboard with a wooden spatula between the two halves which ensures an even distance of about 2 mm between the 2 layers. To fix the traps, clamps and a construction consisting of a screw and a metal sheet firmly connected to the screw head were used. In order to prevent any risk of a repellent effect of the glue material, adhesive strips were not used for their fixation. The trap with a hole drilled in the centre was pressed onto the screw and fixed firmly to its site with a thumb-screw.

The most attractive areas for the mites were selected in both stables prior to the beginning of the study. These positions were in the supply and resting areas of the sheds, inside the family nests and on the plastic slats. Between eight to 16 traps were placed in these selected positions, each trap site being marked with a number which was then documented in the site plan. The traps were exposed at one-week intervals for the first four weeks after spraying and at two-week intervals throughout the remaining study period.

In the aviary system, a total of 48 traps were fixed in five specific areas (Fig. 2) on each exposure day. These positions were: 1) in the nests (16 traps); 2) at the trough couplers (eight

traps); 3) on the plastic slats (eight traps); 4) at the cross bars (eight traps); 5) under the landing perches (eight traps); In the plastic slat system 32 traps were fixed in three specific areas (Fig. 3) on each exposure day: 1) in the nests (16 traps); 2) at the trough couplers (eight traps); 3) on the plastic slats (eight traps).

The traps were collected 24 hours after positioning and carefully transferred into self-sealing plastic bags, labelled with the date of deposition, layer house, owner's name and trap number and then transported inside a cool-box to the laboratory and frozen at -18°C for at least 48 hours in order to kill all the mites. Thereafter, all mites in the plastic bags and from the opened traps were transferred into Petri dishes, determined and counted according to their developmental stage and recorded. For each trap with low numbers (up to about 350 mites/trap), all mites were counted using a Zeiss 2000C stereo microscope. In cases of high abundances, all trapped mites were weighed using a microgram balance (Mettler AE 163, 0.00001g) and subsequently 10-20 % of the mite weight was counted and the total number calculated according to the weight.

Geometric means and confidence intervals per trap were individually calculated for mite eggs, larvae, nymphs, adults and for the combined mite figures (larvae + nymphs + adults) at each study day. In addition, the geometric mean of mites per trap (combined mite figures) was calculated for each defined trap area. After treatment the geometric means from each study day were statistically compared with the geometric mean on the day before treatment, based on the logarithmically transformed data using the t-test. The treatment-associated reduction of the mite numbers (efficacy in %) was calculated:

$$\text{Mite reduction (efficacy) in \%} = \frac{a \times 100}{b}$$

a: Nr. of mites on the respective day after treatment

b: Nr. of mites on the respective day before treatment

### *Phoxim spray*

The phoxim treatment was performed on the farmers request in order to prevent further irritation of their employees.

A compressor with an air-gun with a device for producing coarse spray droplets and a tank were used for spraying. According to the manufacturer's instructions for use, the concentration of phoxim spray solution to control *D. gallinae* is 2,000 ppm in a cage system, and the dosage volume required to spray all the materials in such a system is 0.025 l per hen place (Meyer-Kühling et al. 2005). In the present study, a spray solution of 2,000 ppm phoxim was prepared in the tank immediately before spraying by reconstituting phoxim 50 % E.C. at a rate of 100 ml per 25 l water. The spray solution was administered twice within a 7-day interval in both layer houses.

For alternative poultry houses like aviary and one-floor systems there is no dose recommendation available yet from the company. Consequently, the dosage volume per hen position in cage units was considered as a pilot dosage. Thereby, it was important to make sure that all materials and equipment installed on the one-floor or multi-floor system were thoroughly sprayed. The first spraying was completed as all mite infested materials were moistened by the spray solution. During the second administration of the drug, all non-affected mite aggregations and hiding places were compensatory sprayed more intensively, and the volume used therefore varied relative to the first spraying.

Feed and eggs were removed before spraying. All eggs laid during the spray administration were destroyed. During this time the troughs were free of feed and they were filled up immediately after spraying.

### *Aviary system*

In the aviary system, a total of 150 l phoxim spray solution was used at the first day of spraying on day 227. This was equivalent to 0.017 l per hen place. A volume of 230 l was

applied at the second spraying on day 234, equivalent to 0.026 l per hen place. Each spraying action lasted about 3 hours.

#### *Plastic slat system*

In the plastic slat system, 140 l of phoxim spray solution was used at the first administration on day 278, equivalent to 0.024 l per hen place. During the second administration on day 285 a volume of 185 l of phoxim spray solution was used, equivalent to 0.032 l per hen place. Each spraying action lasted about 2½ hours.

## **Results**

#### *Aviary system*

In the aviary system, the first mites were detected on day 26 (Table 1) with 0.04 (confidence interval CI: 0-0.1) mites per trap. Thereafter, the mite population increased gradually until day 222, the last day of the mite assessment before treatment. The mean maximum number of mites detected was 247.7 (CI: 90.1-677.8) on study day 194. The mite densities varied according to the trapping area (Fig. 5). From day 124 to 222, between 600 and 3,000 mites were trapped in three out of the five defined trap areas. The highest numbers of mites were trapped on the landing perches, cross bars and trough couplers with 2,650.2 (CI: 2,233.8-3,144.3) on day 222; 1,182.3 (CI: 965.2-1,448.2) on day 194; and 3,112.1 (CI: 2,528.9-3,829.8) on day 194. The number of trapped mites in the laying nests and on the plastic slats was lower, with a maximum of 25.8 (CI: 17.7-37.6) on day 194 and 40.0 (CI: 25.2-63.2) on day 208 (Fig. 5). The proportions of mite eggs, larvae, nymphs and adults remained constant throughout the study. With the exception of days 40, 152, 194 and 390, when adults dominated, nymphs were the best-represented developmental stage during the study (Table 1).

From day 152 onwards, the presence of *D. gallinae* was increasingly impairing the working conditions inside the shed. However, no effect on the average daily egg rate and on the number of dead birds could be detected.

The average number of all mite stages per trap after treatment was significantly lower ( $p < 0.001$ ) than before treatment in the period until the study end (Table 1). The two phoxim administrations, primarily aimed to protect the employees, reduced the number of mites (combined figures) by 99.3 - 90.0 % between day 243 and day 390 compared with the mite numbers prior to treatment. The number of mites slightly increased again from day 362, i.e. 127 days post treatment.

After an initial adjustment till week 6 the average hen egg rate per week varied between 97.8 % and 90.9 % (Fig. 7) and started to decrease by week 40. It was not affected by the growing mite population. Similarly, the number of dead hens was not affected by the mite infestation and varied between 0.1 % and 0.4 % throughout the study. Both, the weekly assessed egg rate and the number of dead hens were comparable with the data of the past production cycles of hens on the farm and within the usual ranges of this layer breed.

#### *Plastic slat system*

In the plastic slat system the first mites were detected on day 39 (Table 2). Thereafter, the mite population increased gradually. On day 193, the highest number of mites with 24.5 (CI: 10.4-56.2) mites per trap was detectable. After day 207 a temporary plateau and some fluctuations of the mite population occurred.

The number of mites had slightly decreased by the time the first spray treatment was administered, i.e. on day 277 after re-stocking. Comparing the mite densities in the three defined trapping areas, the highest number of mites was trapped at the trough couplers on day 193 with 355.6 (CI: 236.6-534.2) mites (Fig. 6). The maximum numbers in the laying nests and on the plastic slats were lower at 15.3 (CI: 13.2-17.7) on day 207 and 5.8 (CI: 2.4-12.5)

on day 235. There was no evidence of any adverse effect of the *D. gallinae* infestation. The daily egg rate and the number of dead hens were not affected.

With the exception of day 333 and 347 when the adults dominated, the percentage of nymphs was constantly the highest. For eight weeks following the treatment, no mite eggs nor larvae could be trapped (Table 2). On day 278 and 285 of the study, respectively, the poultry house was treated, because even this low numbers started to irritate the farm employees. The combined number of mites (larvae + nymphs + adults) per trap after treatment was significantly lower ( $p < 0.001$ ) than before treatment throughout the period under investigation. Moreover, the average number of adults and nymphs ( $p < 0.001$ ) and larvae and mite eggs ( $p < 0.05$ ) per trap decreased significantly (Table 2). The phoxim treatment led to a reduction in the number of mites (combined figures) by between 97.0 - 94.5 % for the next 3 months (Table 2).

After an initial adjustment, the average egg rate per week varied between 95.3 % and 86.0 % and the number of dead hens per week varied between 0 % and 0.2 %. Both, the weekly assessed egg rate and the number of dead hens were comparable with the data of the past production cycles of hens on the farm and with the usual ranges of this hen breed.

Starting from week 39 the weekly egg rate decreased constantly and the number of dead hens per week varied between 0.2 % and 0.4 % and reached 0.9 % at the end of the study in week 42 (Fig. 7). However, there is no evidence that this decrease in economic parameters is due to *D. gallinae* infestation.

## Discussion

In both, the aviary and the one floor plastic slat system, *D. gallinae* could be detected 4-6 weeks after re-stocking with young hens. An early infestation could also be observed by Svedberg (1991) in a newly built stocked layer house 12 weeks after re-stocking. Also

Nordenfors and Hoeglund (2000) diagnosed *D. gallinae* mites in the monitoring traps within 0-3 months after re-stocking. (Re-)infestations can generally be introduced by infested wild birds, rodents and stable equipment (Hoffmann 1987, Eckert et al. 2005).

Also in the present study the emergence of mites 6 week after re-stocking could possibly be traced back to a few mites that were mechanically introduced by transport vehicles, staff, equipment and wild animals like sparrows or rodents. The mites could enter the house through the open wall fans, wall inlets and air chimneys. But at the same time it could not be excluded whether some cracks and crevices were not exposed to the acaricidal treatment during the service period. Thus a small number of mites could have been survived. There is also the possibility that the pullets were already infested by *D. gallinae* at re-stocking.

In our study we could not find any evidence for a seasonal pattern, but we interrupted the growing mite population on request to prevent irritation of the employees. In contrast to the present findings Nordenfors and Hoeglund (2000) could confirm the observations of some egg producers that there is a recurring seasonal pattern with increasing numbers of mites starting in May to June and a subsequent decrease from October.

In the present study fluctuations in trapped mite numbers were temporarily detectable between various monitoring days but no marked change in the percentage of young mite stages could be assessed. Nordenfors et al. (2001) and Chirico and Tauson (2002) examined for a period of 8 and 10 weeks, respectively, the growth of the mite populations under field conditions and could also detect variations of the increase. In a free range layer house, Arkle et al. (2004) found an increase till week 30 after re-stocking but subsequently a steady decrease in the number of mites for 10 weeks.

In the present study, in both sheds, the aviary and the plastic slat system, the mites were not equally distributed. The highest numbers of mites were trapped at the supply and resting areas, i.e. the crowding positions of hens. Furthermore, lower numbers of mites were found in

the nests and on the plastic slats. This unequal distribution is probably due to the proximity to the hen which is essential for the development and reproduction of *D. gallinae*. The plastic nest inserts and the plastic slats might not provide sufficient hiding places for mites.

The treatment with phoxim in order to avoid further irritations of the farm employees highly reduced the mite infestation. The long term effect of phoxim is maybe due to the persistency of phoxim at exposed surfaces but it is probably also due to the time required to build up a new mite population starting from low numbers of mites. Hens exposed by the spray dust did not show any clinical signs. This is in accordance with Heine et al. (2005) who reported no side effects in caged hens treated with a phoxim solution.

In this study, there was no evidence of a negative impact of the increasing mite population on the average daily egg rate or on the number of dead hens. This observation is surprising and contrasts considerably with the generally established opinion about the economic impact of *D. gallinae* infestations (Chauve 1998, Eckert et al. 2005). It remains unknown whether the birds could compensate a potential impact of the increasing mite population on their performance.

In conclusion, in alternative systems like aviary and one-floor systems *D. gallinae* populations can build up rapidly after re-stocking and steadily increase during the laying period. However, under the presently described management conditions, the mite infestations did not result in any measurable economic losses neither of the egg production nor of the dead rate of birds. The phoxim treatment in alternative layer houses proved to be highly effective against *D. gallinae*.

### **Acknowledgements**

The authors would like to thank all members of 'Tierärztliche Praxis Am Bergweg, Lohne' for contributing to the realisation of this study. Financial and statistical support from the Bayer HealthCare, Animal Health Division is gratefully acknowledged.

## References

Arkle S, Guy JH, Blackett M, Sparagano O (2004) Variation in the population of *Dermanyssus gallinae* in a free range laying unit and effectiveness of chemical control. Br Poult Sci 45:45-46.

Auger A, Nantel J, Meunier N, Harrison JR (1979) Skin acariasis caused by *Dermanyssus gallinae* (de Geer) an in-hospital outbreak. Can Med Assoc J 17:700-703.

Beck W (1999) Farm animals as disease vectors of parasitic epizoonoses and zoonophilic dermatophytes and their importance in dermatology. Der Hautarzt 50:621-628.

Beugnet F, Chauve C, Gauthey M, Beert L (1997) Resistance of the poultry red mite to pyrethroids in France. Vet Rec 140:577-579.

Cencek T (2003) Prevalence of *Dermanyssus gallinae* in poultry farms in Silesia region in Poland. Bull Vet Inst in Pulawy (Poland) 47:465-469.

Chauve C (1998) The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778): current situation and future prospects for control. Vet Parasitol 79:239-245.

Chirico J, Tauson R (2002) Traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae*. Vet Parasitol 110:109-116.

---

Chirico J, Eriksson H, Fossum O, Janson D (2003) The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, a potential vector of *Erysipelothrix rhusiopathiae* causing erysipelas in hens. Med Vet Entomol 17:232-234.

Eckert J, Friedhoff KT, Zahner, H., Deplazes P (2005) Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Enke Verlag, Stuttgart, pp. 369-371.

Heine J, Meyer-Kühling B, Keita A, Baduel L, Pfister K (2005) Phoxim 50 % E.C. (ByeMite) for treatment of *Dermanyssus gallinae* in laying hens. Proc. 20th WAAVP, Christchurch, New Zealand, 16th -20th October 2005, Abstract p. 273.

Hoffmann G (1987) Vogelmilbe als Lästlinge, Krankheitserzeuger und Vektoren bei Mensch und Nutztier. Dt tierärztl Wschr 95:7-10.

Kirkwood AC (1967) Anaemia in poultry infested with the red mite *Dermanyssus gallinae*. Vet Rec 80:514-516.

Nordenfors H, Chirico J (2001) Evaluation of a sampling trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). J Econ Entomol 94:1617-1621.

Meyer-Kühling B, Pfister K, Müller-Lindloff J, Heine J (2005) Phoxim 50% E.C. (ByeMite<sup>®</sup>) zur Behandlung von *Dermanyssus gallinae* bei Legehennen unter Praxisbedingungen. Proc. Tagung der DVG-Fachgruppe Parasitologie und Parasitäre Krankheiten: Diagnostik, Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen bei Nutz-, Haus- und Heimtieren, 23-24. Juni 2005, Potsdam, p.19.

Nordenfors H, Höglund J, Tauson R, Chirico J (2001) Effect of permethrin impregnated plastic strips on *Dermanyssus gallinae* in loose-housing systems for laying hens. *Vet Parasitol* 102:121-131.

Nordenfors H, Hoeglund J (2000) Long term dynamics of *Dermanyssus gallinae* in relation to control measures in aviary systems for layers. *Br Poult Sci* 41:533-540.

Schneider J, Haaß K (1971) Untersuchungen zur Schadwirkung der roten Vogelmilbe (*Dermanyssus avium*) in Intensivhühnerbeständen. *Berl Münch tierärztl Wschr* 84:130-132.

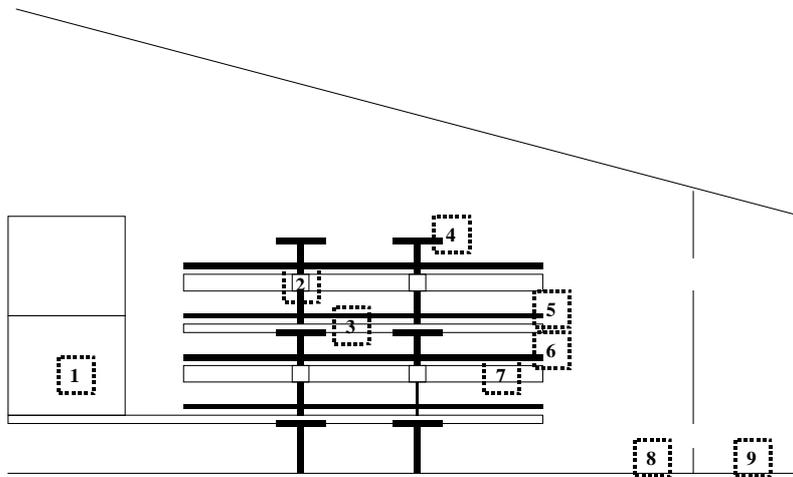
Svedberg J (1991) Distribution of mites (*Dermanyssus gallinae*) in a voletage – system for layers. *Proc. Int Congr Animal Hyg, Leipzig*, pp.176-182.

Zeman P, Stika V, Skalka B, Bartik M, Dusbabek F, Lavickova M (1982) Potential role of *Dermanyssus gallinae* De Geer, 1778 in the circulation of the agent of pullurosis- typhus in hens. *Folia Parasitol (Prague)* 29:371-374.

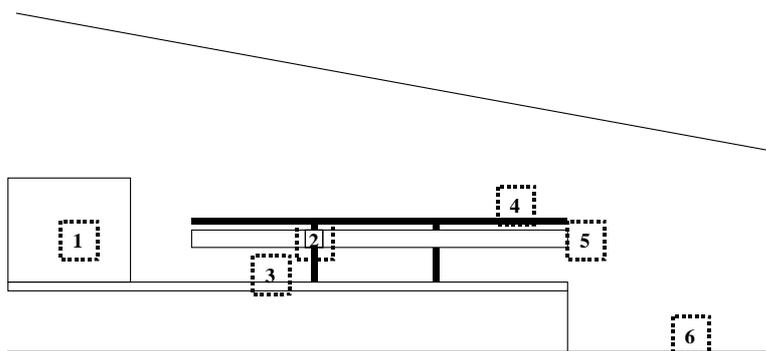
**FIGURES**



**Fig. 1** Developmental stages of *Dermanyssus gallinae*: adults, nymphs and eggs



**Fig. 2** A cross-sectional view of the Big Dutchman Aviary system-Natura. 1. nest, 2. trough coupler, 3. plastic slat, 4. cross bar, 5. landing perch, 6. tier, 7. feed trough, 8. scratching area, 9. winter garden



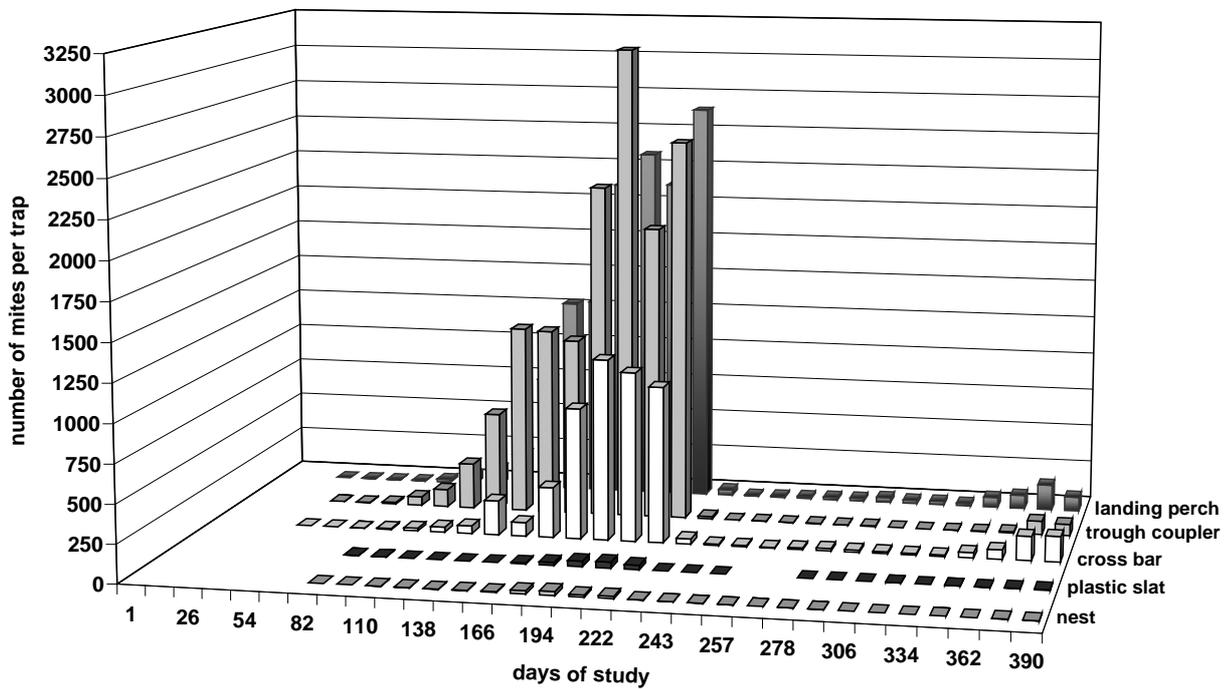
**Fig. 3** A cross - sectional view of a Big Dutchman one-floor plastic slat system. 1. nest, 2. trough coupler, 3. plastic slat, 4. tier, 5. feed trough, 6. scratching area



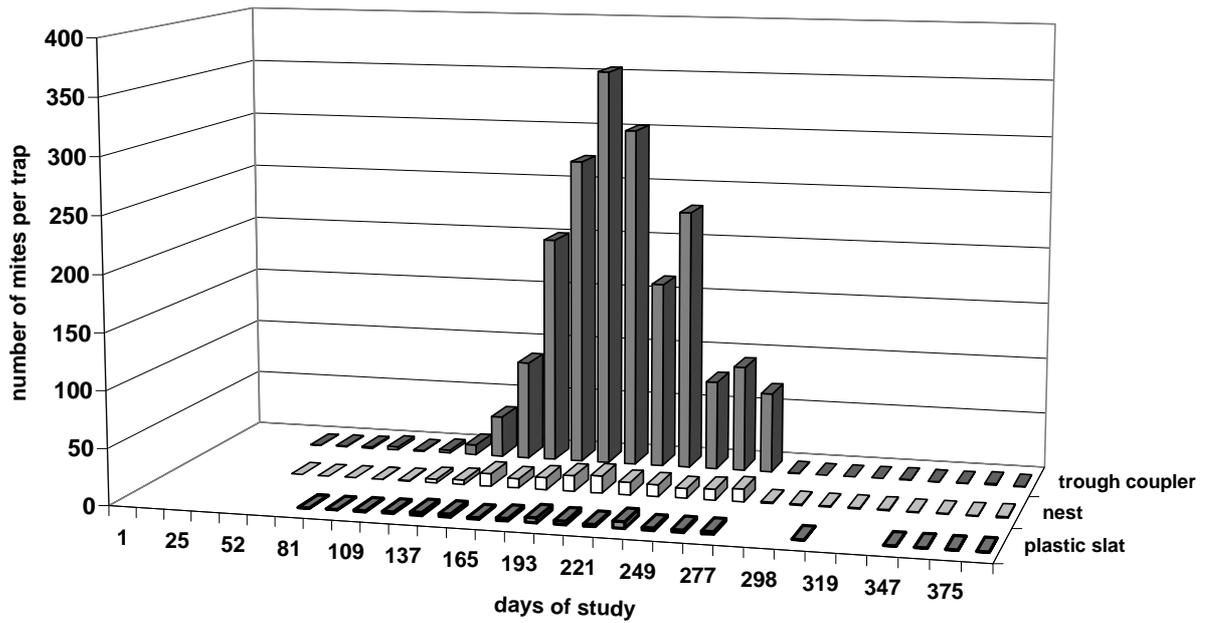
**Fig. 4A** Cardboard trap fixed at the crossbar in the aviary system



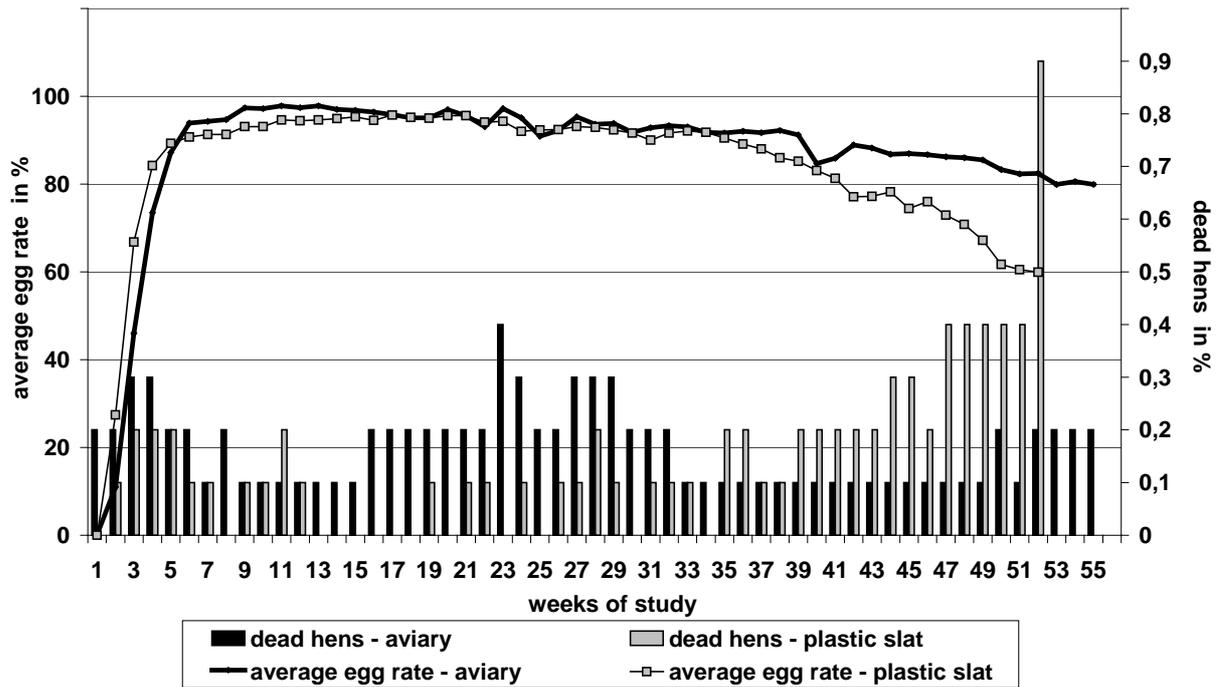
**Fig. 4B** Open cardboard trap with aggregations of *Dermanyssus gallinae*



**Fig. 5** Aviary system: Combined figures of mites (larvae, nymphs, adults) per trap (8-16 traps) - geometric mean in each defined trapping area (phoxim administered on days 227 and 234)



**Fig. 6** Plastic slat system: Combined figures of mites (larvae, nymphs, adults) per trap (8-16 traps) - geometric mean in each defined trapping area (phoxim spray administered on days 278 and 285)



**Fig. 7** Dead hens per week in % and average egg rate per week in % in the aviary system (phoxim applied in weeks 33 and 34) and in the plastic slat system (phoxim administered in weeks 40 and 41)

**Table 1** Aviary system: Developmental stages of *D. gallinae* and combined figures of mites (larvae, nymphs, adults) per trap (48 traps) - geometric mean (confidence interval) and impact of a phoxim spray on days 227 and 234 (\*\*: different to pre-treatment count at day 222, p< 0.001)

days	adults	nymphs	larvae	mite eggs	combined	days	adults	nymphs	larvae	mite eggs	combined
1	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	222	70.3 (16.2 - 294.7)	101.7 (32.5 - 314.0)	4.1 (1.0 - 12.4)	12.1 (3.0 - 42.0)	192.8 (65.0 - 568.2)
12	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	227	<b>Phoxim spray administration</b>				
26	0 (0 - 0)	0.04 (0 - 0.1)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0.04 (0 - 0.1)	234	<b>Phoxim spray administration</b>				
40	0.2 (0.1 - 0.5)	0.1 (0.1 - 0.4)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0.3 (0 - 0.7)	237	3.1** (1.1 - 7.0)	4.3** (1.8 - 9.0)	0.1** (0 - 0.3)	0.7** (0.1 - 1.6)	6.9** (3.1 - 14.1)
54	0.3 (0 - 0.7)	0.4 (0.1 - 1.0)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	0.6 (0.2 - 1.3)	243	0.6** (0 - 1.5)	1.1** (0.3 - 2.2)	0** (0 - 0.1)	0.2** (0.1 - 0.5)	1.4** (0.5 - 3.0)
68	0.5 (0 - 1.1)	0.9 (0.1 - 2.3)	0 (0 - 0)	0 (0 - 0)	1.1 (0.3 - 2.6)	250	1.0** (0.2 - 2.5)	1.3** (0.3 - 3.0)	0** (0 - 0.1)	0.3** (0.1 - 0.7)	2.0** (0.6 - 4.3)
82	2.4 (0.6 - 6.1)	2.8 (0.7 - 7.4)	0 (0 - 0.1)	0.3 (0.1 - 0.9)	4.2 (1.4 - 10.5)	257	0.8** (0.1 - 2.0)	1.1** (0.3 - 2.5)	0** (0 - 0)	0.1** (0.1 - 0.4)	1.6** (0.5 - 3.5)
96	4.5 (1.3 - 12.1)	4.7 (1.3 - 13.4)	0.2 (0.1 - 0.4)	1.1 (0.2 - 2.7)	7.8 (2.6 - 20.5)	264	1.2** (0.3 - 2.7)	1.7** (0.6 - 3.8)	0** (0.1 - 0.1)	0.3** (0 - 0.9)	2.5** (1.0 - 5.3)
110	7.5 (1.8 - 24.5)	8.4 (2.4 - 25.2)	0.4 (0.1 - 1.1)	1.8 (0.4 - 4.7)	12.9 (3.9 - 38.4)	278	1.4** (0.4 - 3.1)	1.7** (0.5 - 3.7)	0.1** (0.1 - 0.2)	0.5** (0 - 1.1)	2.6** (0.9 - 5.6)
124	11.3 (2.6 - 41.2)	12.6 (3.2 - 42.6)	0.7 (0 - 1.9)	3.0 (0.6 - 8.8)	20.5 (5.8 - 66.9)	292	1.7** (0.4 - 3.9)	2.3** (0.8 - 5.0)	0.1** (0 - 0.2)	0.5** (0 - 1.2)	3.4** (1.3 - 7.4)
138	16.9 (3.4 - 71.3)	24.0 (5.2 - 100.2)	2.0 (0.4 - 5.8)	7.9 (1.7 - 27.8)	36.8 (9.0 - 141.6)	306	1.1** (0.2 - 2.7)	1.6** (0.5 - 3.4)	0.1** (0 - 0.2)	0.4** (0 - 0.8)	2.3** (0.8 - 5.0)
152	24.4 (5.4 - 100.0)	23.2 (5.0 - 95.8)	2.1 (0.5 - 5.5)	6.1 (1.4 - 20.1)	42.7 (10.9 - 159.3)	320	0.8** (0.1 - 2.1)	1.5** (0.3 - 3.6)	0.1** (0.1 - 0.2)	0.2** (0.1 - 0.7)	1.9** (0.6 - 4.4)
166	32.1 (7.4 - 129.6)	39.7 (10.8 - 139.5)	1.5 (0.3 - 3.8)	6.7 (1.5 - 22.9)	72.5 (22.0 - 234.2)	334	0.9** (0.1 - 2.2)	1.6** (0.5 - 3.5)	0** (0 - 0.2)	0.3** (0.1 - 0.8)	2.1** (0.7 - 4.7)
180	66.6 (16.7 - 256.8)	94.3 (29.4 - 297.1)	2.3 (0.5 - 6.4)	10.3 (2.3 - 37.7)	181.2 (64.0 - 505.5)	348	2.0** (0.5 - 5.1)	3.6** (1.1 - 9.4)	0.1** (0 - 0.4)	0.9** (0.1 - 2.3)	5.2** (1.9 - 12.1)
194	126.5 (31.4 - 500.8)	87.6 (32.5 - 233.5)	2.0 (0.5 - 5.3)	13.2 (3.3 - 45.8)	247.7 (90.1 - 677.8)	362	2.9** (0.7 - 8.4)	4.6** (1.4 - 12.0)	0.1** (0 - 0.4)	1.4** (0.2 - 3.5)	6.2** (2.0 - 16.2)
208	77.4 (18.6 - 313.2)	85.4 (28.7 - 250.0)	2.5 (0.7 - 6.5)	13.1 (3.2 - 46.1)	182.0 (63.2 - 520.5)	376	9.1** (2.4 - 28.8)	11.5** (3.8 - 31.6)	0.5** (0.1 - 1.4)	2.9** (0.7 - 7.9)	19.3** (6.7 - 52.5)
						390	10.9** (3.2 - 32.7)	9.0** (2.9 - 25.2)	0.5** (0 - 1.3)	2.7** (0.7 - 7.3)	18.7** (6.6 - 50.0)

**Table 2** Plastic slat system: Developmental stages of *D. gallinae* and combined figures of mites (larvae, nymphs, adults) per trap (32 traps) - geometric mean (confidence interval) and impact of a phoxim spray on days 278 and 285 (\*\* and \*: different to pre-treatment count at day 277,  $p < 0.001$  and  $p < 0.05$  respectively)

days	adults	nymphs	larvae	mite eggs	combined	days	adults	nymphs	larvae	mite eggs	combined
1	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	221	5.6 (2.0-13.3)	10.3 (4.4-22.7)	0.2 (0-0.4)	0.9 (0.1-2.1)	15.3 (6.2-35.8)
11	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	235	5.8 (2.7-11.6)	14.4 (6.0-32.8)	0.6 (0.1-1.3)	1.4 (0.3-3.5)	20.3 (8.7-45.6)
25	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	249	4.0 (1.8-8.0)	7.3 (3.7-13.8)	0.2 (0-0.4)	0.6 (0.1-1.3)	11.1 (5.5-21.5)
39	0 (0-0)	0.1 (0-0.3)	0 (0-0)	0 (0-0)	0.1 (0-0.3)	263	3.7 (1.6-7.5)	8.9 (4.2-18.1)	0.2 (0-0.4)	0.6 (0.1-1.3)	12.2 (5.7-25.2)
52	0 (0-0.1)	0.2 (0-0.5)	0 (0-0)	0 (0-0.1)	0.2 (0-0.5)	277	3.6 (1.6-7.0)	9.2 (4.9-16.7)	0.2 (0-0.4)	0.4 (0.1-1.0)	12.7 (6.5-24.1)
67	0.1 (0-0.3)	0.2 (0-0.4)	0 (0-0)	0 (0-0)	0.3 (0-0.6)	278	<b>Phoxim spray administration</b>				
81	0.2 (0-0.4)	0.4 (0.1-0.9)	0 (0-0)	0.1 (0-0.2)	0.6 (0.1-1.1)	285	<b>Phoxim spray administration</b>				
95	0.1 (0.1-0.2)	0.3 (0.1-0.6)	0 (0-0)	0 (0-0)	0.4 (0.1-0.7)	291	0.2** (0-0.5)	0.4** (0.1-0.8)	0* (0-0)	0* (0-0)	0.6** (0.2-1.1)
109	0.3 (0.1-0.6)	0.8 (0.4-1.2)	0 (0-0.1)	0 (0-0)	1.2 (0.7-1.9)	298	0.1** (0-0.3)	0.5** (0.2-0.9)	0* (0-0)	0* (0-0)	0.6** (0.2-1.1)
123	0.9 (0.3-1.7)	2.7 (1.5-4.5)	0 (0-0.1)	0.1 (0-0.3)	3.7 (2.0-6.2)	305	0.1** (0-0.3)	0.5** (0.2-0.9)	0* (0-0)	0* (0-0)	0.5** (0.1-1.1)
137	2.1 (0.6-5.0)	4.5 (2.1-9.0)	0.1 (0.1-0.2)	0.4 (0.1-1.2)	6.6 (3.0-13.7)	319	0.2** (0-0.5)	0.4** (0.1-0.8)	0* (0-0)	0* (0-0)	0.5** (0.1-1.1)
151	3.8 (1.6-7.9)	9.2 (4.1-19.2)	0.2 (0.1-0.4)	0.7 (0.1-1.9)	14.0 (6.7-28.1)	333	0.3** (0.1-0.6)	0.3** (0-0.5)	0* (0-0)	0* (0-0)	0.6** (0.2-1.0)
165	3.6 (1.4-8.1)	9.6 (3.6-23.5)	0.3 (0-0.8)	1.0 (0.2-2.4)	13.0 (5.1-31.0)	347	0.3** (0.1-0.5)	0.1** (0-0.3)	0* (0-0)	0* (0-0)	0.4** (0.1-0.8)
179	6.3 (2.3-15.0)	11.7 (4.8-27.0)	0.7 (0-2.0)	1.4 (0.2-3.9)	17.9 (7.1-43.0)	361	0.2** (0-0.4)	0.3** (0.1-0.6)	0* (0-0)	0.1* (0-0.2)	0.5** (0.2-0.9)
193	8.1 (3.3-18.2)	16.2 (6.7-37.3)	0.4 (0.1-1.1)	1.2 (0.2-3.2)	24.5 (10.4-56.2)	375	0.3** (0-0.5)	0.4** (0.2-0.7)	0* (0-0.1)	0* (0-0.1)	0.6** (0.3-1.1)
207	6.6 (2.5-15.2)	16.5 (7.3-36.0)	0.5 (0-1.2)	0.9 (0.1-2.3)	23.2 (10.2-51.3)	382	0.3** (0.1-0.6)	0.4** (0.1-0.7)	0* (0-0)	0.1* (0.1-0.4)	0.7** (0.4-1.2)

## IV. Diskussion

### 1. Wirksamkeitsstudie – Phoxim

In der vorliegenden Studie wurde die hohe Wirksamkeit einer zweimaligen Phoxim (ByeMite®) – Sprühung gegen *D. gallinae* in einem belegten Käfighaltungssystem im Vergleich zu einer unbehandelten Kontrollgruppe nachgewiesen.

Bereits nach der ersten Phoxim - Sprühung ist die Wirksamkeit gegen *D. gallinae* >96% und nach der zweiten bis zum Ende der Studie >99%. Die Rückzugs – und Versteckmöglichkeiten der Milben wurden durch die Behandlung erreicht, was als Voraussetzung für einen wirksamen akariziden Effekt betrachtet wird (Chauve, 1998).

Es gibt wenige vergleichbare Wirksamkeitsstudien über den Effekt von Sprühbehandlungen gegen *D. gallinae* : In einer populationsdynamischen Untersuchung über *D. gallinae* sprühten Nordenfors and Hoeglund (2000) im Legehennenstall zweimalig eine 0,15 %igen Metrifonatlösung (Neguvon<sup>R</sup>, Bayer AG). Der antiparasitische Effekt betrug 80-90% und hielt sich nur kurzzeitig, innerhalb von 2 Monaten stieg die Anzahl gefangener Milben wieder an und die Befallsintensität war höher als vor der Behandlung. Im Gegensatz dazu blieb in der vorliegenden Studie die Anzahl gefangener Milben pro Falle nach den Sprühungen bis zum Ende der Studie auf einem niedrigen Niveau. Kirkwood (1974) setzte Silikatstaub in einem mit *D. gallinae* befallenen Hühnerhaus ein. Aus der Anzahl Milben, die er an den Stallwänden vor der Behandlung fing und der Anzahl nach der Silikatstaub - Sprühung, lässt sich eine Reduktion zwischen 90 und 100% berechnen. Der Behandlungseffekt im Bereich der Sitzstangen war geringer, schwankte anfänglich und in zwei Versuchswochen wurden sogar höhere Milbenzahlen als vor der Behandlung gemessen. Dieses Ergebnis ist im Vergleich zu einer Phoxim - Sprühbehandlung unbefriedigend, da es nicht zu einer gleichmäßigen Tötung der Milben an unterschiedlichen Stallmaterialien kommt. Der Behandlungserfolg wird durch das Abpudern des Staubes, besonders von glatten Materialien erschwert. Als Alternative zur Sprühbehandlung ist der Einsatz von Azadirachtin (natürliches Baumöl) imprägnierten Milbenfallen mit einer Wirksamkeit >92% in Betrieben mit Bodenhaltung beschrieben (Lundt et al., 2005). Projiziert man diese Behandlungsmethode auf eine gleichmäßig infestiertere Käfiganlage, so begrenzt die hohe Anzahl der selbst herzustellenden Milbenfallen und deren regelmäßige Einsammlung die Praktikabilität der Methode. Der Behandlungserfolg bezieht sich darüber hinaus nur auf die unmittelbare

Umgebung der Fallen. Dieses steht im Gegensatz zu einer Sprühbehandlung mit Phoxim, die eine Erfassung sämtlicher Oberflächen ermöglicht.

Interessanterweise sank die Anzahl gefangener Milben gemessen am Tag 3 vor der zweiten Sprühung, bis zum Tag 7 weiter ab. Dieses lässt auf eine mögliche Restaktivität von Phoxim gegen die Entwicklungsstadien von *D. gallinae* schließen. Ein derartiger Residualeffekt ist bedeutend, da so auch Milben, die sich aus ihren Verstecken herausbewegen, abgetötet werden. Des Weiteren war im Behandlungsbetrieb nach der ersten Sprühung besonders die geringe Anzahl gefangener Larvenstadien bemerkenswert, da vor der Behandlung massenhaft Milbeneier makroskopisch an unterschiedlichen Positionen des Käfigsystems nachgewiesen werden konnten. Die dafür verantwortliche Wirkungsweise ist nicht klar, jedoch können folgende Erklärungen ursächlich sein: 1. die Außenschale der Milbeneier wurde durch Phoxim kontaminiert und die Larve wurde während des Schlüpfens exponiert; 2. die Larven gelangten nach dem Schlüpfen unmittelbar nach dem Sprühen in Kontakt zu den kontaminierten Oberflächen und erlagen der Restaktivität von Phoxim; 3. Phoxim penetrierte durch die Milbeneischale und wirkte direkt auf die Larve. Dieser mögliche Effekt kann nicht durch konkrete Studien über *D. gallinae* belegt werden. Lekimme et al. (2005) konnten jedoch in einer Studie über *Psoroptes ovis* eine geringgradige Aktivität von Phoxim gegen Milbeneier feststellen.

In der vorliegenden Studie waren die Stressbelastung und die Fütterungseinschränkung bedingt durch die jeweiligen Sprayapplikationen, die jeweils ca. 5 Stunden dauerten, Auslöser für eine kurzfristig, verminderte Anzahl gelegter Hühnereier. Ein ähnlicher Effekt konnte in einem vergleichbaren Versuch (Altan et al. 2000), ebenfalls gezeigt werden und ist durch Anpassung der Behandlungsdauer verhinderbar, was sich in der zweiten vorliegenden Studie bestätigen ließ. Die Anzahl verendeter Legehennen an den Tagen nach der Behandlung war nicht erhöht, was als sehr günstig einzustufen ist.

Im unbehandelten Käfigsystem des Kontrollbetriebes zeigte sich bis zum Ende des Versuches ein 400%iger Anstieg der Anzahl gefangener Milben (Larven + Nymphen + Adulte), der zunächst durch einen anfänglich, abgeflachten Verlauf gekennzeichnet war. Eine von Schneider und Haaß (1971) in Deutschland durchgeführte Untersuchung zeigte, dass die Vermehrungsfähigkeit von *D. gallinae* in Käfighaltungssystemen bzw. in Betrieben mit Intensivhaltung ganzjährig durch optimale klimatische Bedingungen begünstigt wird. In der vorliegenden Studie wurde im Kontrollbetrieb eine räumliche Verteilung der Milben festgestellt, die sich auch auf vorher unbefallene Käfige erstreckte: Milbenaggregationen vom Bodengrill, Eierkanal oder Futtertrog fielen zu Käfigen tieferer Etagen, als die Hennen

hektische Bewegungen durchführten, und es am Käfigsystem zu Vibrierungen kam. Eine Verteilung über das Eierförderband, die Stallkleidung und Körperextremitäten sowie auf dem aerogenen Weg konnte ebenfalls beobachtet werden. Diese Faktoren können auch den temporär beobachteten, abgeflachten Anstieg der Milbenzahlen im unbehandelten Kontrollbetrieb erklären.

## **2. Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen**

Im Betrieb mit Volierenhaltung und im Betrieb mit Bodenhaltung war *D. gallinae* im Frühjahr, 4-6 Wochen nach der Neubelegung mit Junghennen nachweisbar. In der Literatur ist die Einschleppung von *D. gallinae* in den Stall über wild lebende Vögel, Schadnager aber auch über Geflügel und Gegenstände beschrieben (Eckert et al., 2005; Hoffmann, 1987).

Folgende Ursachen erklären die hier vorgelegene Infestation mit der Roten Vogelmilbe: 1. während der Service – Periode sind mit Milben befallende Ritzen und Spalten durch das verwendete Akarizid oder durch die Reinigung nicht vollumfänglich erreicht worden; 2. Milben sind durch das Stallpersonal, -materialien, durch Wildvögel oder Schadnager in den Stall gelangt; 3. die Junghennen sind bereits infestiert geliefert worden; 4. die bei der Einstallung der Junghennen verwendeten Transportwagen waren mit Milben befallen.

Ein vergleichsweise früher Befall mit der Roten Vogelmilbe unmittelbar nach der Einstallung wurde ebenfalls von Svedberg (1991) in einem bis dahin ungenutzten Volierensystem nach 12 Wochen und von Nordenfors und Hoeglund (2000) in einem belegten Legehennenstall im Laufe der ersten 3 Monaten Milben festgestellt.

In der vorliegenden Studie zeigte sich in beiden Betrieben ein Anstieg der Anzahl gefangener Milben mit temporären Schwankungen zwischen einzelnen Studientagen. Ein saisonaler Einfluss auf die Entwicklung von *D. gallinae* wurde nicht beobachtet. Es bestand ein gleichbleibendes Verhältnis der gefangenen, jungen Milbenstadien (Eier, Larven, Nymphen). Im Gegensatz zur vorliegenden Arbeit stellten Nordenfors und Hoeglund (2000) einen saisonalen Anstieg der Anzahl gefangener Milben zwischen Mai und Juni, mit einem anschließenden Wachstumsplateau und einer Abnahme zwischen Oktober und November fest. Der Grund für diese unterschiedliche Populationsentwicklung ist nicht klar. In der vorliegenden Studie sind die festgestellten Fluktuationen während des Anstiegs der Milbenpopulation, wie sie auch von Nordenfors und Höglund (2001) und Chirico und Tauson (2002) in 8 bzw. 10wöchigen Versuchen beobachtet wurden, maßgeblich auf die Biologie von

*D. gallinae* zurückzuführen. In einem ähnlichen Versuchsansatz in Stallungen, die mehr als 30 Wochen belegt waren konnten Arkle et al. (2004) allerdings eine Abnahme der Anzahl gefangener Milben feststellen.

Bekanntlich leben die Milben in typischen Milbenkolonien an zahlreichen Rückzugspunkten im Legehennenstall (Cencek, 2003) und müssen zur Blutaufnahme dementsprechend weite Strecken zurücklegen. Ein Teil der Milben kehrt nach der Blutaufnahme nicht an den Rückzugspunkt zurück, möglicherweise auch bedingt durch das konditionierte Lichtprogramm im Legehennenstall, und sucht sich ein neues Versteck. Die Bildung von Milbenkolonien an bestimmten Positionen des Stallsystems wird andererseits durch mechanische Faktoren beeinflusst: 1. Milben werden durch zufälligen Kontakt mit den Federn der Legehennen weggewischt; 2. Bei Vibrationen einzelner Systemelemente können Milbenkolonien von ihren Verstecken gelöst werden und in den Kot bzw. auf die Legehennen fallen. Im weiteren beobachtete Bücher (1998), dass noch bis zu 3 Stunden nach der Blutaufnahme Milben auf dem Federkleid der Hühner nachweisbar waren, während Hoffmann (1987) sogar erwähnte, dass in stark befallenen Betrieben Milben auch tagsüber auf den Hühnern sind. In Folge der Belastung des Stallpersonals zwingend notwendig durchgeführten Phoxim – Sprüfung hat die Milbenpopulation hochgradig reduziert. Die anschließende, lang anhaltende Reduktion der Milbenpopulation ist vor allem auf die effiziente Durchtränkung der Milben und Zerstörung von Milbenkolonien an den Rückzugspunkten (Meyer-Kühling et al., 2005) zurückzuführen. Die höchste Anzahl an Milben wird in der vorliegenden Studie an den Sitz – und Versorgungselementen des Haltungssystems gefangen. Dieses Ergebnis ist verständlich berücksichtigt man, dass es sich hierbei um Konzentrationspunkte der Legehennen handelt, die sowohl tagsüber als auch nachts von den Hühnern aufgesucht werden. Die Kolonisation bzw. die Ausbreitung von *D. gallinae* im Stall findet an diesen Positionen ihren Ursprung.

Aus den Ergebnissen geht klar hervor, dass in beiden Betrieben trotz hohen Milbenbefalls weder ein Rückgang der Legeleistung noch steigende Todesfälle bei den Legehennen festzustellen waren. Dieses Ergebnis ist überraschend und stellt die stets zitierte Meinung über die Schadwirkung von *D. gallinae* in Frage (Eckert et al., 2005). Schneider und Haaß (1971) zeigten, dass die Schadwirkung eines massiven Milbenbefalls durch den Befall mit Endoparasiten und oder durch andere Erkrankungen verstärkt werden kann. Möglicherweise konnten die Legehennen in der vorliegenden Studie, den durch die Milben induzierten Stress aufgrund eines allgemeinen guten Gesundheitszustandes kompensieren.

Zusammenfassend zeigten die vorliegenden Studien, dass sich abhängig vom Basisbefall mit *D. gallinae* in den folgenden Monaten die Milbenpopulation im belegten Legehennenstall ausbreitet. Beobachtete Fluktuationen in der Anzahl gefangener Milben zwischen den jeweiligen Studientagen reflektierten die natürliche Ausbreitung im Stall. Negative Auswirkungen der Milbeninfestation auf die Legehennen konnten nicht erfasst werden. Die evaluierte Spraybehandlung mit Phoxim (ByeMite<sup>®</sup>) zeigte sich in den gewählten Betrieben mit konventioneller und alternativer Haltung als hoch wirksam gegen einen Milbenbefall. Rückzugs – und Versteckmöglichkeiten wurden durch die Sprühung erreicht.

## V. Zusammenfassung

Das zur Bekämpfung von *D. gallinae* beim Geflügel kürzlich entwickelte Phoxim 50%-Emulsionskonzentrat (ByeMite<sup>®</sup>, Bayer HealthCare, Animal Health Division) wurde gegen *D. gallinae* geprüft. Im Vergleich zu einem unbehandelten Kontrollstall mit 1368 Käfigen (5438 Tiere) wurde ein Stall mit 2112 Käfigen (8138 Tiere) gemäss den Angaben des Herstellers behandelt. In den 49 Tagen der Studie wurde der Milbenbefall regelmäßig untersucht. Beide Betriebe waren natürlich mit *D. gallinae* infestiert. Im Behandlungsbetrieb erfolgte die zweimalige Ausbringung einer 2000ppm Phoxim – Gebrauchslösung im Abstand von 7 Tagen. Die dafür entwickelten Milbenfallen wurden in beiden Betrieben an den Tagen -1, 2, 6, 9, 13, 20, 34 und 48 aufgestellt und nach 24 Stunden eingesammelt. Die gefangenen Milben wurden hinsichtlich ihrer Entwicklungsstufen (Eier, Larven, Nymphen, Adulte) differenziert und gezählt. Bereits 3 Tage nach der erstmaligen Ausbringung der Spraylösung war die Wirksamkeit gegen *D. gallinae* > 96%. Nach der zweiten Sprühung betrug die Wirksamkeit >99%. Die Milbenpopulation im unbehandelten Kontrollbetrieb stieg im Kontrollbetrieb in der Vergleichsperiode um mehr als 400% an. Daraus kann geschlossen werden, dass die 2 Sprühungen hochwirksam gegen *D. gallinae* sind.

In der zweiten Studie wurde zur Erfassung der Epidemiologie in einem Betrieb mit Volieren – und in einem Betrieb mit Bodenhaltung ein Milben – Monitoring mittels Milbenfallen durchgeführt. Die Untersuchung begann in der Serviceperiode vor Einstellung der Junghennen und endete mit der Ausstallung der Legehennen.

Im ein- bis zweiwöchigen Intervall wurden in den Betrieben Fallen aufgestellt und jeweils nach 24 Stunden eingesammelt. Die Ergebnisse zeigten, dass *D. gallinae* bereits 26 und 39 Tage nach der Neueinstellung in den gewählten Betrieben nachgewiesen werden konnte. Die Milbenpopulation stieg mit gewissen Schwankungen kontinuierlich nach erstmaliger Feststellung, bis zur zwingend notwendigen Behandlung an. Aufgrund der massiven Belästigung des Stallpersonals musste an den Tagen 227/ 234 und an den Tagen 278/ 285 eine Behandlung mit einer 2000ppm Phoxim – Gebrauchslösung gegen den Befall mit *D. gallinae*, im Abstand von 7 Tagen durchgeführt werden. Die Phoxim - Sprühung der Voliere bewirkte eine Milbenreduktion zwischen 90 und 99,3%. Im Betrieb mit Bodenhaltung zeigte sich eine Reduktion der Milben zwischen 94,5 und 97%. In beiden Studien konnte keine Auswirkung des Milbenbefalls auf die täglich verendeten Legehennen und die Legeleistung festgestellt werden.

## V. Summary

The recently developed emulsifiable concentrate containing phoxim 50% (ByeMite<sup>®</sup>, Bayer HealthCare, Animal Health Division) was evaluated to treat *D. gallinae* infestations in poultry houses. The objective was to compare an untreated layer house with 1368 cages (5438 hens) with a layer house with 2112 cages (8138 birds) treated according to the company's recommendations. The mite infestation was monitored within the 49 days of the study. Both poultry houses were known to be naturally infested with *D. gallinae*. In the treatment group, a spray solution containing 2,000 ppm phoxim was administered with a 7-day interval. In order to collect mites, developed mite traps were positioned on days -1, 2, 6, 9, 13, 20, 34 and 48 and collected again after 24 hours. The mites were then counted and determined according to their developmental stage (mite eggs, larvae, nymphs, adults). Three days after the first spray treatment, the efficacy against all mite stages (larvae, nymphs, adults) was > 96%. After the second spraying until the end of the trial the efficacy exceeded >99%. In comparison, in the untreated layer house the mite population showed a >400% increase. No treatment-related side effects in chickens were detectable. It can be concluded that two administrations of phoxim were highly effective against *D. gallinae* infestation in a stocked poultry house.

The objective of the second study was the epidemiology of *D. gallinae* in both a multi-level aviary system and a one-floor plastic slat system from the service period time before re-stocking with young hens until the laying hens were moved out. In order to assess the density of the various mite stages specifically, designed mite traps were exposed in certain areas of the chicken house at a weekly or fortnight intervals. The study showed that mites were detected in the monitoring traps for the first time in both sheds 26 and 39 days after they had been re-stocked. In both housing systems the number of mites steadily increased after first detection until the necessary treatment.

The 2,000 ppm phoxim (ByeMite<sup>R</sup>, Bayer HealthCare, Animal Health Division) spray solution against the *D. gallinae* infestation was administered with a 7-day interval in order to protect further irritation of employees of the sheds on days 227/ 234 and on days 278/ 285. In the aviary system the reduction of the total number of mites was between 90 to 99.3% by the end of the study. In the plastic slat system a reduction in the total number of mites varied from 94,5 to 97%. There was no evidence that the growing mite population had any effect on the average daily egg rate and the number of dead chickens.

**VI. Literaturverzeichnis**

- Altan Ö., Özkan S., Altan A., Akbas Y., Ayhan V., Özkan K., 2000. Effects of short-term fasting and midnight lighting on egg production traits of laying hens during summer season. Arch. Geflügelk. 64, 85-89.
- Anonymous, 2001. VICH Topic 21, Efficacy of anthelmintics: specific recommendations for poultry- Gallus Gallus <http://www.emea.europa.eu/pdfs/vet/vich/054600en.pdf>
- Anonymous, 2005. Phoxim - Extension to laying hens, Committee for medicinal products for veterinary use, Summary Report (6). EMEA/CVMP/6745/2005-FINAL.
- Anonymous, 2006. Status of MRL Procedures, MRL assessments in the context of Council Regulation (EEC) No 2377/90. EMEA/CVMP/765/99-Rev.16.
- Arkle, S., Guy, J. H., Blackett, M., Sparagano ,O., 2004. Variation in the population of *Dermanyssus gallinae* in a free range laying unit and effectiveness of chemical control. Bri. Poult. Sci. 45, 45-46
- Bücher, Th., 1998. Untersuchungen zur Überlebensdauer von *D. gallinae* in Anhängigkeit von Material, Temperatur und Luftfeuchte. Vet. Diss. Hannover. pp. 25.
- Chauve, C., 1998. The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778): Current situation and future prospects for control. Vet. Parasitol. 79, 239-245.
- Cencek, T., 2003. Prevalence of *Dermanyssus gallinae* in poultry farms Silesia region in Poland. Bull. Vet. Pulawy 47, 465-469.
- Chirico, J., Eriksson, H., Fossum, O., Janson, D., 2003. The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, a potential vector of *Erysipelothrix rhusiopathiae* causing erysipelas in hens. Medical and Vet. Entomol. 17, 232-234.
- Chirico, J., Tauson, R., 2002. Traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus Gallinea*. Vet. Parasitol. 110, 109-116.
- Eckert, J., Friedhoff, K.T., Zahner, H., Deplazes, P., 2005. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Enke Verlag, Stuttgart, pp. 369-371.
- Greif, G., Becka, M., Angenendt C., Meinerzhagen, M., Krebber, R., 2004. The safety of Sebacil E.C. 50 % in cage-reared laying hens after two spray applications of 0.2 and 0.4 % solution. Bayer Report ID2798.
- Guy, J.H., Khajavi, M., Hlalel, M.M., Sparagano, O. 2004, Red mite (*Dermanyssus gallinae*) prevalence in laying units in Northern England. Spring Meeting of the WPSA UK-Papers, pp. 15.

- Hamscher, G., Prieß, B., Hartung, J., Nogosseck, M. I., Glünder, G., Nau, H., 2002. Determination of propoxur residues in egg by liquid chromatography – diode array detection after treatment of stocked housing facilities for the poultry red mite. *Anal. Chim. Acta* 483 , 19-26.
- Heine, J., Pospishil, R., 2003. Phoxim zur Bekämpfung von *Dermanyssus gallinae* bei Legehennen. Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen. Tagung der DVG-Fachgruppe „Parasitologie und Parasitäre Krankheiten“, Leipzig, 20.- 21.03.2003.
- Hoeglund, J., Nordenfors H., Uggla, A., 1995. Prevalence of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* in different types of production systems for egg layers in Sweden. *Poult. Sci.* 74, 1793-1798.
- Hoffmann, G., 1987. Vogelmilbe als Lästlinge, Krankheitserzeuger und Vektoren bei Mensch und Nutztier. *Dtsch. tierärztl. Wschr.* 95 (1987) 7-10.
- Kirkwood, A.C., 1967. Anaemia in poultry infested with the red mite *Dermanyssus Gallinae*. *The Vet. Rec.* Vol.80, 514-616.
- Kirkwood, A.C., 1974. Sorptive dusts for the control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. *Int. Pest Control* 16, 12-15.
- Lekimme, M., Mignon, B., Leclipteux, T., Tombeux, S., Marechal, F., Losson, B., 2006. In vitro tests for evaluation of the hatchability of the eggs of *Psoroptes* mites following exposure to acaricidal compounds. *Medical and Vet. Entomol.* 20, 102-105.
- Lundt, J., Wiktelius, D., Chirico, J., 2005. Azadirachtin-impregnated traps for the control of *Dermanyssus gallinae*. *Vet. Parasitol.* 130, 337-342.
- Maurer, V., Baumgärtner, J., 1992. Temperature influence on life table statistics of the chicken mite *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Exp. & Appl. Acarol.* 15, 27-40.
- Meyer-Kühling, B., Pfister, K., Müller-Lindloff, J., Heine, J. 2005. Phoxim 50% E.C. (ByeMite®) zur Behandlung von *Dermanyssus gallinae* bei Legehennen unter Praxisbedingungen. Proc. Tagung der DVG-Fachgruppe Parasitologie und Parasitäre Krankheiten: Diagnostik, Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen bei Nutz-, Haus- und Heimtieren, 23-24. Juni 2005, Potsdam, p.19.
- Müller, U., 2003. Target animal safety of phoxim in laying hens. Bayer report ID 29826.
- Nordenfors, H., Hoeglund, J., 2000. Long-term dynamics of *Dermanyssus gallinae* in relation to control measures in aviary systems for layers. *Br. Poult. Sci.*41, 533-540.

- Nordenfors, H., Chirico, J., 2001. Evaluation of a sampling trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) J. Econ. Entomol. 94, 1617-1621
- Nordenfors, H., Höglund, J., Tauson, R. 2001. Effect of permethrin impregnated strips on *Dermanyssus gallinae* in loose-housing systems for laying hens. Vet. Parasitol. 102, 121-131
- Pfister, K., 2006. Befall mit der Roten Vogelmilbe. In: Schnieder, T., Veterinärmedizinische Parasitologie, Parey Verlag, pp.634-635.
- Ribbeck, R. 1992. Vogelmilbenbefall. In: Heider, G., Monreal, G., Mezaros, J., Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels, Band II Spezieller Teil Gustav Fischer Verlag, Jenakj, pp.445-446.
- Schneider J., Haaß, K., 1971. Untersuchungen zur Schadwirkung der roten Vogelmilbe (*Dermanyssus avium*) in Intensivhühnerbeständen. Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 84, 130-132.
- Svedberg, J., 1991. Distribution of mites (*Dermanyssus gallinae*) in a Voletage – system for layers. Proceedings of the 7<sup>th</sup>. International Congress on Animal Hygiene, Leipzig, 176-182.
- Tarshis, I. B., 1967. Silica aerogel insecticides for the prevention and control of arthropods of medical and veterinary importance. Angew. Parasitol. 8, 210-237.
- Zeman, P., Stika, V., Skalka, B., Bartik, M., Dusbabek, F., Lavickova, M., 1982. Potential role of *Dermanyssus gallinae* De Geer, 1778 in the circulation of the agent of pullurosis-typhus in hens. Folia Parasitol. (Prague) 29, 371-374.
- Zenner, L., Bon, G., Dernburg, A., Lubac, S., 2003. Preliminary studies of the monitoring of *Dermanyssus gallinae* in free-range poultry farms. Spring meeting of the WSPA French Branch Meeting Abstracts, 781-782.

**VII. Danksagung**

Mein herzlichster Dank gilt Herrn Prof. Pfister für die Vergabe des Dissertationsthemas und für die wertvolle Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Dr. Heine von der BayerHealthCareAG, der mich durch sein ständiges Interesse und seine unermüdliche Diskussionsbereitschaft bei der Erstellung der Dissertation unterstützt hat.

Der BayerHealthCareAG, AHD, Monheim möchte ich für die finanzielle Unterstützung und für die Bereitstellung der Hilfsmittel danken.

Ich danke Herrn Dr. Müller-Lindloff und Herrn Dr. Schulze, von der Tierärztlichen Praxis Am Bergweg, Lohne für die Ermöglichung einer Dissertation im Praxisalltag und für die hilfreichen Anregungen bei der Umsetzung. Ich danke ebenfalls Herrn W. Stolle, Herrn H. Große Klönne und Herrn Dr. Augustinski für die freundschaftliche und humorvolle Anteilnahme.

Gedankt sei an dieser Stelle meiner Familie, besonders meiner Schwester Inga und meiner Freundin Jenny für die liebevolle Unterstützung.

## VIII. Lebenslauf

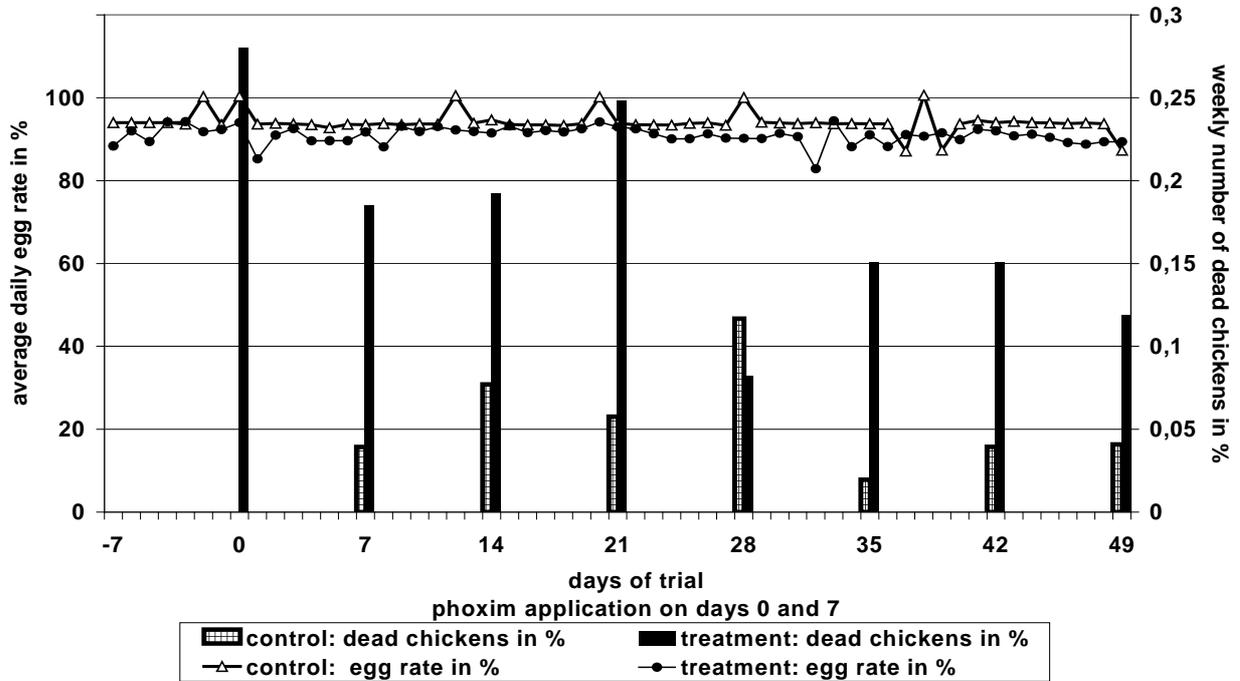
# Borris Meyer-Kühling

<b>Persönliche Information</b>	Staatsangehörigkeit: deutsch
	Geburtstag: 01. 02. 1977
	Geburtsort: Münster
	E-mail: <a href="mailto:borris_m@yahoo.de">borris_m@yahoo.de</a>
<b>Schulbildung</b>	Aug. 1983 – Juni 1987 Thomas – Morus – Schule; Kath. Grundschule
	Aug. 1987 – Juni 1996 Ratsgymnasium, Münster, Abitur
<b>Ersatzdienst</b>	Sep. 1996 – Aug. 1997 Pflagediensthelfer Altenpflegezentrum MS/ Hilstrup
<b>Ausbildung</b>	Sep. 1997 – Juni 1999 Veterinärmedizinische Universität zu Budapest
	Okt. 1999 – Juni 2003 Freie Universität Berlin, Tiermedizin, Staatsexamen
<b>Praktika</b>	Juli 2001 – Aug. 2001 Tierarztpraxis Dr. Sörensen, Kleintierpraxis, Berlin
	April 2002 – Juli 2002 Seminar und Praktikum Versuchstiere, Tierversuche und Alternativmethoden
	Sep. 2002 – Dez. 2002 Aristoteles Universität Thessaloniki Institut für klinische Wissenschaften und Chirurgie Institut für Reproduktionsmedizin und Geburtshilfe Laboratorium für Physiologie und Reproduktion
<b>Berufserfahrung</b>	Aug. 2003 – Aug. 2005 Tierärztliche Praxis Am Bergweg, Lohne Tätigkeitsfeld im Bereich Mastgeflügel, Legehennen und Schweine
	Sep. 2005 Brüterei Weser – Ems, PHW- Zentrallabor, Rechterfeld Tätigkeitsfeld im Bereich Geflügel: Elterntiere, Brüterei und Mast

## IX. Anhang

## 1. Legeleistung/ verendete Legehennen in % :Wirksamkeitsstudie Phoxim

## Betrieb mit Käfighaltung



**Fig.(deleted)** - Average daily egg rate (number of eggs per 100 laying hens) and weekly percentage number of dead chickens in the treatment- and control group.

## 2. Milbentabellen-Absolute Zahlen: Studie zur Epidemiologie von *D. gallinae* in Alternativhaltungen

### Betrieb mit Volierenhaltung

**Tab. 4.** Anzahl Milben (Summe Milben: Larven + Nymphen + Adulte) pro Falle und Tag für verschiedene Fallenposition (Phoxim am Tag 227 und 234).

Tag	Anflugstange ( 8 Fallen)	Querträger ( 8 Fallen )	Trogkuppler ( 8 Fallen)	Familiennest (16 Fallen)	Kunststoffrost ( 8 Fallen)
1	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
12	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
26	0,3 (0 – 0,6)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
40	1,1 (0,3 – 2,3)	0,2 (0 – 0)	1,1 (0,5 – 2,1)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
54	1,8 (1,1 – 2,8)	0,8 (0,2 – 1,8)	2,8 (1,3 – 5,0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
68	3,5 (1,6 – 7,0)	0,8 (0,2 – 0,8)	10,5 (5,4 – 19,6)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
82	20,1 (9,3 – 42,3)	7,4 (3,7 – 14,0)	57,3 (36,4 – 89,9)	0,2 (0,1 – 0,5)	0,3 (0 – 0,6)
96	57,1 (37,3 – 87,2)	17,5 (8,7 – 34,3)	115,5 (76,1 – 175,1)	0,7 (0,4 – 1,0)	0,3 (0 – 0,7)
110	111,2 (67,4 – 182,9)	33,5 (15,2 – 72,4)	299,7 (200,3 – 448,2)	1,4 (0,8 – 2,2)	0,1 (0 – 0,2)
124	223,4 (128,8 – 387,0)	50,4 (21,4 – 117,0)	647,0 (436,2 – 959,5)	2,3 (1,4 – 3,7)	0,2 (0,1 – 0,5)
138	757,9 (616,1 – 932,2)	225,0 (152,8 – 331,0)	1234,7 (768,3 – 1983,7)	2,4 (1,3 – 4,1)	0,2 (0,1 – 0,5)
152	1293,4 (985,5 – 1697,4)	89,7 (33,5 – 237,7)	1224,0 (997,0 – 1501,3)	4,2 (3,1 – 5,4)	0,8 (0,2 – 3,3)
166	1313,7 (1045,2 – 1650,9)	329,3 (259,2 – 418,3)	1166,5 (915,4 – 1486,3)	5,2 (3,5 – 7,5)	7,2 (2,6 – 17,6)
180	2124,6 (1764,0 – 2558,8)	856,2 (720,3 – 1017,7)	2197,4 (1524,0 – 3167,7)	20,1 (15,8 – 25,5)	19,5 (14,1 – 27,0)
194	2337,6 (1918,5 – 2845,2)	1182,3 (965,2 – 1448,2)	3112,1 (2528,9 – 3829,8)	25,8 (17,7 – 37,6)	37,2 (28,0 – 49,2)
208	2134,9 (1790,7 – 2545,3)	1106,1 (904,5 – 1352,6)	1932,3 (1548,3 – 2411,5)	13,1 (10,5 – 16,5)	40,0 (25,2 – 63,2)
222	2650,2 (2233,8 – 3144,3)	1019,2 (868,9 – 1195,4)	2509,5 (1747,8 – 3603,0)	15,2 (11,6 – 19,6)	28,9 (21,0 – 39,7)
237	36,5 (25,5 – 52,0)	34,6 (30,1 – 39,8)	15,1 (12,0 – 18,8)	1,4 (0,8 – 2,2)	0,9 (0,2 – 2,2)
243	6,1 (2,8 – 12,3)	8,3 (5,5 – 12,4)	0,8 (0,4 – 1,5)	0,3 (0,1 – 0,5)	0,1 (0 – 0,2)
250	9,1 (3,0 – 24,5)	8,9 (5,0 – 15,3)	2,1 (0,9 – 4,0)	0,4 (0,1 – 0,7)	0,2 (0 – 0,4)
257	13,5 (7,2 – 24,5)	4,5 (2,1 – 8,6)	1,5 (0,7 – 2,7)	0,3 (0 – 0,5)	0 (0 – 0)
264	17,2 (9,9 – 29,2)	10,1 (6,8 – 14,9)	3,2 (1,6 – 5,9)	0,5 (0,2 – 0,9)	0 (0 – 0)
278	19,2 (13,7 – 26,9)	15,2 (12,0 – 19,1)	2,4 (1,0 – 4,5)	0,3 (0 – 0,7)	0,1 (0,1 – 0,4)

**Fortsetzung : Tab. 4.** Anzahl Milben (Summe Milben: Larven + Nymphen + Adulte) pro Falle und Tag für verschiedene Fallenposition (Phoxim am Tag 227 und 234).

<b>Tage</b>	<b>Anflugstange ( 8 Fallen)</b>	<b>Querträger ( 8 Fallen )</b>	<b>Trogkuppler ( 8 Fallen)</b>	<b>Familiennest (16 Fallen)</b>	<b>Kunststoffrost ( 8 Fallen)</b>
<b>292</b>	31,2 (19,3 – 50,1)	13,0 (10,9 – 15,5)	4,3 (2,3 – 7,3)	0,5 (0,2 – 1,0)	0,4 (0,1 – 1,3)
<b>306</b>	22,2 (13,2 – 37,0)	11,6 (9,0 – 15,0)	0,6 (0,2– 1,0)	0,5 (0,2 – 0,9)	0,4 (0,1 – 0,7)
<b>320</b>	23,6 (14,8 – 37,3)	10,1 (6,6– 15,3)	0,3 (0 – 0,6)	0,2 (0 – 0,4)	0,2 (0 – 0,4)
<b>334</b>	16,2 (8,8 – 29,1)	9,4 (6,3 – 13,8)	2,1 (0,7 – 4,6)	0,2 (0 – 0,4)	0,1 (0 – 0,2)
<b>348</b>	66,1 (42,2 – 103,2)	34,0 (23,0 – 50,0)	4,0 (2,1 – 7,0)	0,5 (0,2 – 0,9)	1,0 (0,4 – 1,8)
<b>362</b>	89,3 (57,2 – 139,2)	61,8 (49,6– 76,9)	8,5 (4,9 – 14,3)	0,3 (0,1 – 0,7)	0,5 (0,1 – 1,0)
<b>376</b>	168,3 (78,3 – 360,4)	156,8 (114,3 – 215,1)	87,3 (58,7 – 129,7)	1,3 (0,7– 2,2)	4,5 (1,8 – 9,8)
<b>390</b>	93,5 (117,8 – 251,7)	164,6 (100,7– 268,6)	74,8 (47,0 – 118,7)	1,1 (0,7 – 1,5)	5,3 (2,5 – 10,4)

### Betrieb mit Bodenhaltung

**Tab. 6.** Anzahl Milben (Summe Milben: Larven + Nymphen + Adulte) pro Falle und Tag für verschiedene Fallenposition (Phoxim am Tag 278 und 285)

Tag	Trogkuppler ( 8 Fallen)	Familiennest (16 Fallen)	Kunststoffrost ( 8 Fallen)
1	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
11	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
25	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)	0 (0 – 0)
39	0,4 (0 – 0,8)	0 (0 – 0,1)	0 (0 – 0)
52	0,9 (0,3 – 1,6)	0,1 (0 – 0,2)	0 (0 – 0)
67	1,3 (0,6 – 2,4)	0 (0 – 0,1)	0 (0 – 0)
81	2,9 (1,8 – 4,4)	0,2 (0 – 0,4)	0,1 (0 – 0,2)
95	0,9 (0,6 – 1,4)	0,1 (0 – 0,3)	0,4 (0 – 0,9)
109	2,7 (2,0 – 3,6)	0,8 (0,5 – 1,3)	0,9 (0,4 – 1,4)
123	9,0 (6,6 – 12,3)	3,3 (2,1 – 5,1)	1,5 (0,5 – 3,3)
137	36,5 (15,1 – 86,0)	4,0 (3,0 – 5,4)	2,6 (1,2– 4,8)
151	88,1 (45,4 – 170,3)	11,2 (8,9 – 14,1)	2,7 (1,4 – 4,9)
165	202,1 (125,5 – 325,3)	8,2 (6,2– 10,8)	1,2 (0,6 – 2,0)
179	274,2 (163,1 – 460,6)	10,7 (8,2 – 13,9)	2,4 (1,1 – 4,6)
193	355,6 (236,6 – 534,2)	13,9 (10,6 – 18,1)	4,4 (2,4 – 7,6)
207	303,6 (201,1 – 458,0)	15,3 (13,2 – 17,7)	3,2 (2,0 – 4,9)
221	165,9 (97,8 – 280,9)	11,1 (8,0 – 15,2)	1,9 (0,5 – 4,6)
235	231,9 (137,2 – 391,6)	10,4 (8,1 – 13,3)	5,8 (2,4 – 12,5)
249	79,2 (58,6 – 107,1)	8,6 (6,7– 10,9)	1,9 (0,9 – 3,3)
263	94,0 (57,9 – 152,3)	9,4 (7,3 – 11,9)	2,0 (0,8 – 4,0)
277	71,3 (55,6 – 91,3)	11,2 (8,9 – 14,0)	2,3 (0,9 – 4,8)

**Fortsetzung Tab. 6.** Anzahl Milben (Summe Milben: Larven + Nymphen + Adulte) pro Falle und Tag für verschiedene Fallenposition (Phoxim am Tag 278 und 285)

<b>Tage</b>	<b>Trogkuppler ( 8 Fallen)</b>	<b>Familiennest (16 Fallen)</b>	<b>Kunststoffrost ( 8 Fallen)</b>
<b>291</b>	0,5 (0,1 – 1,0)	1,1 (0,6 – 1,8)	0 (0 – 0)
<b>298</b>	0,2 (0 – 0,4)	1,1 (0,5 – 2,1)	0 (0 – 0)
<b>305</b>	0,2 (0 – 0,4)	1,0 (0,5 – 1,6)	0,4 (0,1 – 0,8)
<b>319</b>	0,2 (0 – 0,4)	1,1 (0,5 – 2,1)	0 (0 – 0)
<b>333</b>	0,6 (0,3 – 1,1)	1,0 (0,5 – 1,5)	0 (0 – 0)
<b>347</b>	0,1 (0 – 0,2)	0,6 (0,2 – 1,2)	0,3 (0,1 – 0,5)
<b>361</b>	0,3 (0 – 0,6)	0,8 (0,5 – 1,2)	0,3 (0 – 0,5)
<b>375</b>	1,3 (0,6 – 2,3)	0,7 (0,4 – 1,1)	0,1 (0 – 0,2)
<b>382</b>	0,4 (0,1 – 0,8)	1,2 (0,8 – 1,7)	0,3 (0,1 – 0,5)

**Fig. (deleted) :** Mite reduction in % in both layer houses after phoxim application compared to the previous number of mites (phoxim spray application on days 227 and 234 and on days 278 and 285)

