

**Zeitschrift:** Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft =  
Bulletin de la Société Entomologique Suisse = Journal of the Swiss  
Entomological Society

**Band:** 57 (1984)

**Heft:** 2-3

**Artikel:** Méthodes de dénombrement des populations du thrips de l'oignon,  
Thrips tabaci Lind.

**Autor:** Freuler, J. / Fischer, S.

**DOI:** <https://doi.org/10.5169/seals-402111>

### **Nutzungsbedingungen**

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. [Siehe Rechtliche Hinweise.](#)

### **Conditions d'utilisation**

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. [Voir Informations légales.](#)

### **Terms of use**

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. [See Legal notice.](#)

**Download PDF:** 19.11.2024

**ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>**

## Méthodes de dénombrement des populations du thrips de l'oignon, *Thrips tabaci* Lind.

J. FREULER & S. FISCHER

Station fédérale de recherches agronomiques de Changins, CH-1260 Nyon, Suisse

*Monitoring methods of onion thrips (Thrips tabaci* LIND.) *populations in onion crops.* - The first part concerns the monitoring methods of the mobile stages of the onion thrips on the host plant, whereas the second the resting stages in the soil.

The colonisation of an onion crop in late spring by adult thrips is at random but turns rapidly in an aggregation, i. e. at a population density of approximately 0.3 thrips per plant. Therefore, for visual controls advisable up to a population density of 15-20 thrips per plant, the field has to be divided in a number of plots (e. g. 9) where all plants on a 1 m fraction of a row are examined. When populations rise any further, plants are cut and thrips extracted by heat in the laboratory. The thrips are then squashed and their number estimated by measurement of turbidity. The confidence limits of the method are calculated.

The resting stages of the thrips in the soil can be detected by an elutriator in an oblique position.

Le thrips de l'oignon, *Thrips tabaci* LIND., est durant la période estivale le ravageur le plus redoutable des cultures d'oignon de semis dans le Valais central. Là, sa nuisibilité s'affirme année après année, alors que dans d'autres régions de la Suisse romande, ses attaques sont sporadiques, car trop dépendantes des conditions climatiques.

La quête de méthodes de dénombrement des populations du thrips de l'oignon a pour but de fournir aux maraîchers et aux services chargés de l'avertissement, les moyens de détecter la présence du ravageur, puis la possibilité de se référer à un seuil de tolérance. En outre, ces techniques sont indispensables aux chercheurs étudiant la dynamique des populations ou effectuant des essais de lutte en plein champ. Les méthodes seront bien sûr différentes selon les stades visés par l'échantillonnage: stades mobiles sur la plante (larves et adultes) ou immobiles dans le sol (prénymphes et nymphes).

### ÉTUDE DES POPULATIONS SUR LES PARTIES AÉRIENNES DES PLANTES

#### *Répartition des thrips dans une culture d'oignon*

Les imagos capables de voler, mais trop petits pour pouvoir se diriger activement dans un courant d'air, suivent la direction des vents. Ils sont, de ce fait, répartis au hasard dans l'air lorsqu'ils envahissent les nouvelles cultures, au printemps. Cependant, cette colonisation hasardeuse va rapidement prendre la forme d'une aggrégation; dans le cas particulier, celle-ci est passive, car les jeunes stades s'accumulent autour de leurs géniteurs. Ce phénomène a été démontré en 1983: une culture d'oignon de semis a été subdivisée en 9 sous-parcelles. Dans chacune de ces dernières, 100 plantes ont été examinées, sur place, le long d'une ligne (avec random start) et le nombre de thrips par plante relevé. Ceci a été exécuté à 3

périodes différentes, à intervalle de 7 à 8 jours, en l'occurrence le 21 juin (oignon au stade début 5<sup>e</sup> feuille; la 1<sup>re</sup> en début de dessèchement), le 28 juin (oignon au stade 6<sup>e</sup> à 7<sup>e</sup> feuille; la 1<sup>re</sup> desséchée et la 2<sup>e</sup> en début de dessèchement) et le 6 juillet (oignons au stade 8<sup>e</sup> feuille; la 2<sup>e</sup> en dessèchement). Pour chaque échantillon de 100 plantes, la moyenne de population et sa variance ont été calculées, et les résultats reportés sur papier logarithmique double (fig. 1). Les points situés sur l'axe d'égalité indiquent une répartition au hasard, alors que ceux se trouvant au-dessus de cet axe figurent une aggrégation. On s'aperçoit alors que le relais de la répartition «au hasard» par l'aggrégation se situe à une densité de population d'environ 0,3 thrips par plante.

Plus tard dans la saison, lorsque toutes les plantes sont attaquées, ce phénomène d'aggrégation tend à diminuer.

La connaissance de la répartition du ravageur dans une culture influencera l'établissement du plan d'échantillonnage pour les études de populations.

On notera que des différences quantitatives importantes peuvent apparaître entre les populations de thrips des divers secteurs d'un même champ, en premier lieu à cause des pratiques culturales exécutées d'une manière irrégulière (arro-sages notamment).

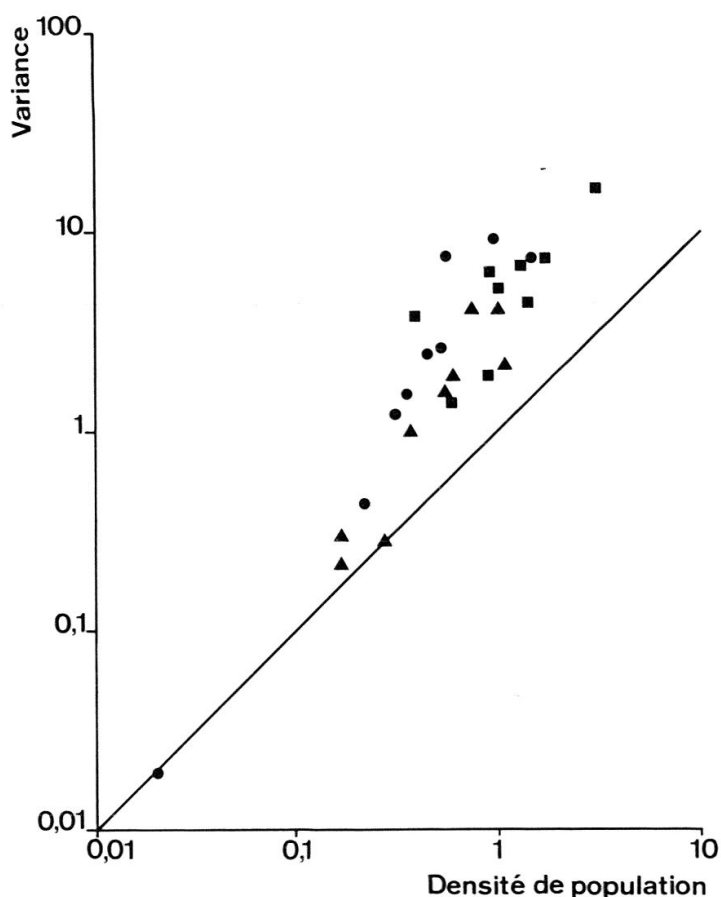


Fig. 1: Répartition des thrips dans une culture d'oignons de semis, analysée par des dénombrements systématiques les 21 juin (●), 27 juin (▲) et 6 juillet (■).

Abscisse: densité de population moyenne par échantillon de 100 plantes exprimé en nombre de thrips par plante

Ordonnée: variance de l'échantillon

La droite représente la ligne d'égalité

### *Contrôle visuel en champ*

Le contrôle visuel est à conseiller aux maraîchers et aux services d'avertissements. La culture est divisée en sous-parcelles (de façon indicative, nous conseillons l'établissement de 9 sous-parcelles pour un champ moyen de quelques milliers de m<sup>2</sup>). Dans chaque sous-parcelle on posera (par random start) une tige de 1 m de longueur (p. ex. baguette de bambou) à côté d'une ligne d'oignon, et on comptera tous les thrips (adultes et larves) visibles sur les plantes se trouvant le long du bâton, en écartant les feuilles pour dénicher les individus cachés dans le cœur. On calculera un nombre moyen de thrips par plante en prenant comme densité normale 30 plantes au mètre linéaire. Ce plan d'échantillonnage tient compte, d'une part, des observations faites sur la répartition des thrips dans une culture, et, d'autre part, des possibilités du maraîcher à consacrer du temps à un certain nombre de contrôles.

Cette méthode est utilisable pour détecter la présence du ravageur et pour suivre une population de faible densité.

Si la population augmente, c'est-à-dire atteint 15 à 20 thrips par plante en moyenne, on pourrait utiliser une méthode d'estimation rapide par un système de classe (p. ex. méthode développée pour les acariens par GUIGNARD, comm. pers.). Mais fréquemment, les populations coïncident avec un développement tel du feuillage qu'il devient difficile d'assurer des contrôles visuels crédibles.

### *Prélèvement de plantes et extraction en laboratoire*

Ces méthodes nécessitent un certain équipement, ce qui a un effet limitatif sur le nombre possible d'utilisateurs.

#### Extraction sous vide

Cette méthode a été développée à l'origine pour les ériophyidés par SCHNEIDER (1959) et améliorée par DESBAILLET (comm. pers.) et BAILLOD (1972).

Un échantillon comprend 10 plantes d'oignons prélevées au hasard. Ces plantes sont coupées à raz du sol ou juste au-dessus du bulbe, dès le début de l'épaississement de la tige, et entreposées pour le transport dans une boîte de 15 cm de haut et de 11 cm de diamètre. Les pointes des feuilles qui dépassent (généralement libres de tout ravageur) sont coupées et la boîte est fermée avec un couvercle souple.

En laboratoire, la partie inférieure de ces plantes est profondément incisée sur deux côtés pour desserrer les feuilles et ensuite trempée dans une solution de mouillant permettant la récolte des larves et adultes. Le liquide est filtré<sup>1</sup> ensuite dans un entonnoir de BÜCHNER, avec plaque de verre fritté à l'aide d'une pompe à vide. Les thrips se répartissent sur le filtre noir et sont dénombrés sous loupe binoculaire. Ce travail est facilité en traçant sur ce filtre, au préalable, un quadrillage à 8 compartiments.

Le désavantage de cette méthode réside dans le fait qu'on fait sortir des plantes les thrips vivants et morts, ce qui n'est pas souhaitable si l'on veut par exemple comparer l'efficacité de produits de traitements.

<sup>1</sup> Filtre noir grossier de 9 cm de diamètre, No 508, Maison Werthemann & Co., Laboratoriumsbedarf, Flughafenstrasse 20, CH-4012 Basel

## Extraction par la chaleur

La base de cette méthode est le travail de SHIRCK (1948). Un échantillon comprend normalement 10 plantes d'oignons ou, lorsqu'elles deviennent trop volumineuses, 8.

Pour l'échantillonnage d'une culture, un prélèvement au hasard est effectué. Il compte au minimum 3 échantillons de plantes, récoltés dans 3 secteurs du champ en suivant une diagonale au travers de la parcelle. Les oignons sont coupés au raz du sol et il faut éviter de souiller leur base de particules de terre. Chaque échantillon est placé dans un cylindre de cuivre d'une longueur de 23 cm et d'un diamètre de 11 cm, fermé pendant le transport par deux couvercles en plastique souple (fig. 2).

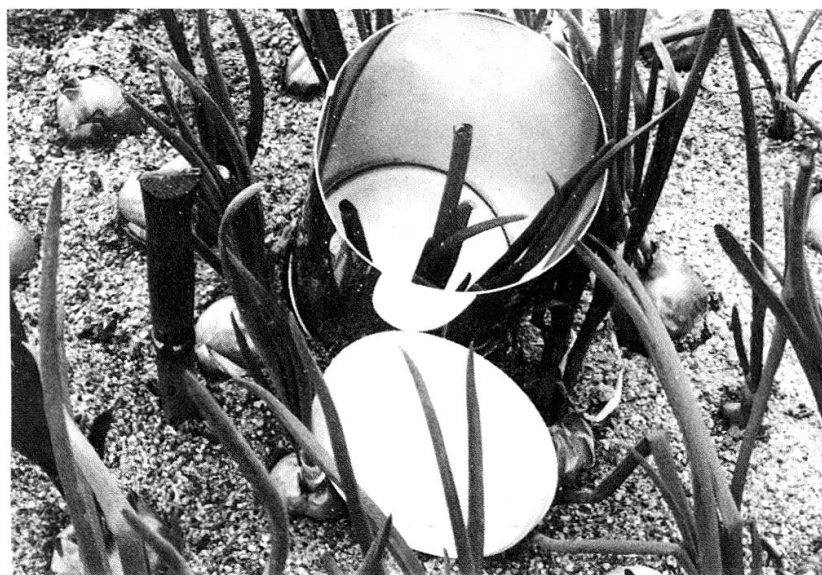


Fig. 2: Récipient en cuivre pour l'échantillonnage et le transport des plantes d'oignons (photo Serra)

En laboratoire, les cylindres sont débouchés, puis emboîtés verticalement dans des entonnoirs de cuivre. Les plantes d'oignons, se trouvant dans leur position naturelle, sont retenues par un treillis lâche fixé à la partie supérieure de l'entonnoir. Une bande chauffante<sup>2</sup> est fixée par des pinces en deux points opposés du bord supérieur du tuyau (fig. 3). Elle provoque un dessèchement graduel des plantes à partir des pointes des feuilles, qui a pour résultat la fuite des insectes vers l'entonnoir basal. Il s'est avéré inutile de fermer l'extrémité supérieure des cylindres pendant l'extraction, les thrips ne tentant jamais de s'échapper par le haut des plantes.

Les insectes quittant les oignons tombent alors dans un tube en polystyrène à fond conique<sup>3</sup> contenant de l'alcool à 70°. La durée nécessaire d'extraction pour récolter la totalité des thrips dépend du stade phénologique de la plante. Elle se prolonge avec la croissance des végétaux puis se raccourcit en fin de saison avec

<sup>2</sup> Type SI, 490 Watt, longueur 3 m. Maison Ernst Keller & Co. AG., Laborbedarf, CH-4000 Basel

<sup>3</sup> Modèle ONI-20, 10 ml. Maison Milian Instruments SA., Boulevard Helvétique, CH-1207 Genève

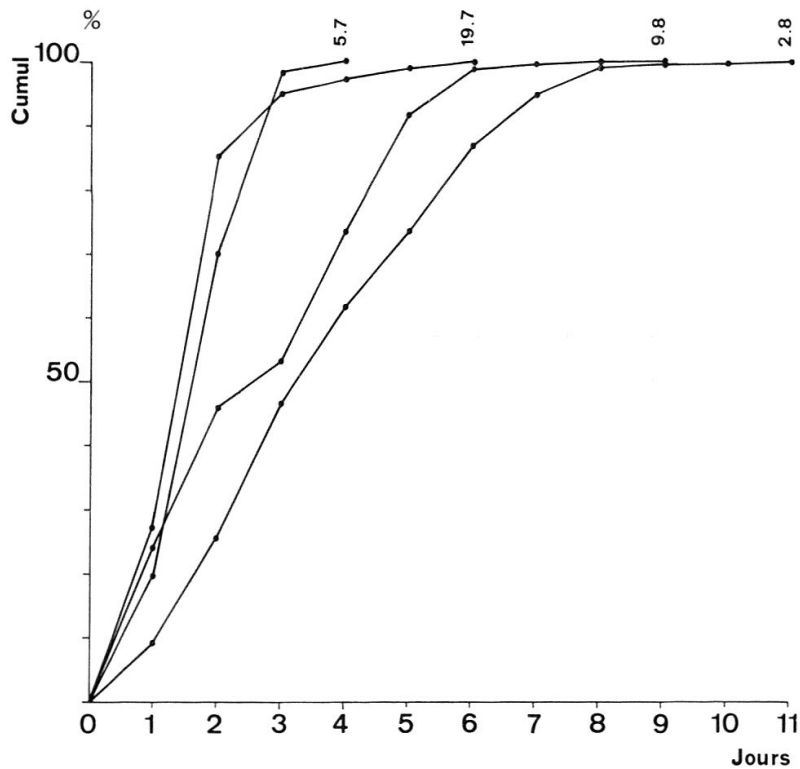
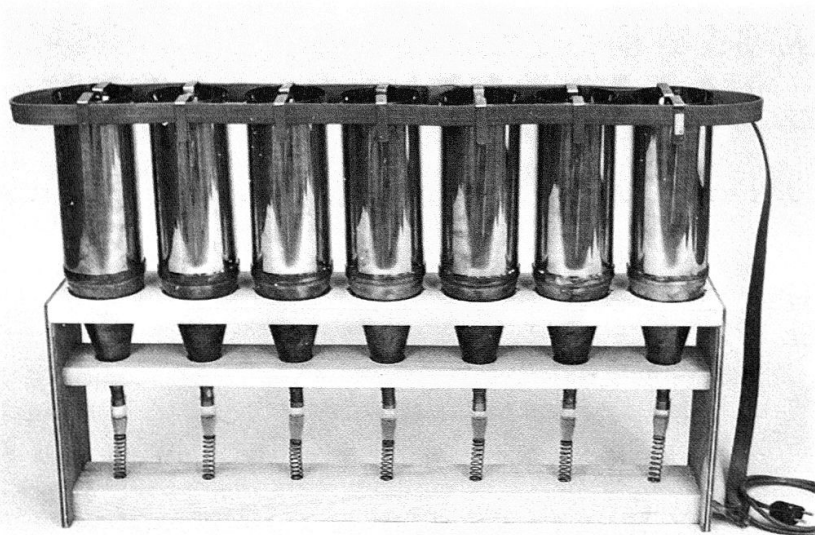


Fig. 3: Support avec une série d'unités d'extracteur à la chaleur (photo Serra)

Fig. 4: Efficacité de la méthode d'extraction à la chaleur en fonction de la date de prélèvement des plantes et de leur stade phénologique (5 et 19 juillet, 2 et 9 août).

Abscisse: durée d'extraction en jours

Ordonnée: cumul des thrips extraits en %

le dessèchement physiologique normal des oignons (fig. 4). Elle est de 4 jours pour des plantes au stade F prélevées le 5 juillet (7 à 9 feuilles, longueur maximum du feuillage 50 cm, début bulbaison), de 6 au stade G prélevées le 19 juillet (9 à 11 feuilles, diamètre du bulbe 3-5 cm), de 11 au stade H prélevées le 2 août (9 à 11

feuilles, feuillage commençant à se coucher) et de 9 au stade I prélevées le 9 août (feuillage couché). 5 jours d'extraction suffisent dans la plupart des cas pour récolter plus de 90% des thrips. C'est la durée minimum à conseiller.

On sait par ailleurs qu'on obtient alors également des néonates qui se trouvaient, lors du prélèvement des plantes, au stade œuf. Les thrips sont dénombrés sous une loupe binoculaire en les répartissant au moyen d'une pipette Pasteur, sur un filtre noir fortement absorbant (modèle: voir plus haut). Toutefois, dès que les populations comprennent quelques centaines d'individus, ce travail devient trop fastidieux. Différentes méthodes d'estimation ont alors été envisagées, dont:

- a) estimation volumétrique par pipettage: les thrips sont aspirés dans une pipette de 1 ml, avec graduations de 0,01 ml (dont l'extrême pointe est coupée pour agrandir l'ouverture), puis se sédimentent. L'obtention de valeurs à partir de nombres de thrips connus permet de calculer le coefficient de corrélation  $r = -0,96$ , qui se révèle insuffisant, car la droite de régression  $y = 0,996 - 0,00013x$ , sensée représenter la courbe d'étalonnage, révèle un coefficient de régression  $b_{y/x} = -0,00013$  qui n'est pas, statistiquement, différent de 0. Cette méthode d'estimation, simple et rapide, n'est donc malheureusement pas applicable, en raison de la sédimentation irrégulière des thrips dans la pipette.
- b) Estimation volumétrique des thrips extraits dans le tube conique, comparée à des volumes standards (fig. 5). La précision s'est également avérée insuffisante et il y a, dans la plupart des cas, une nette sous-estimation.

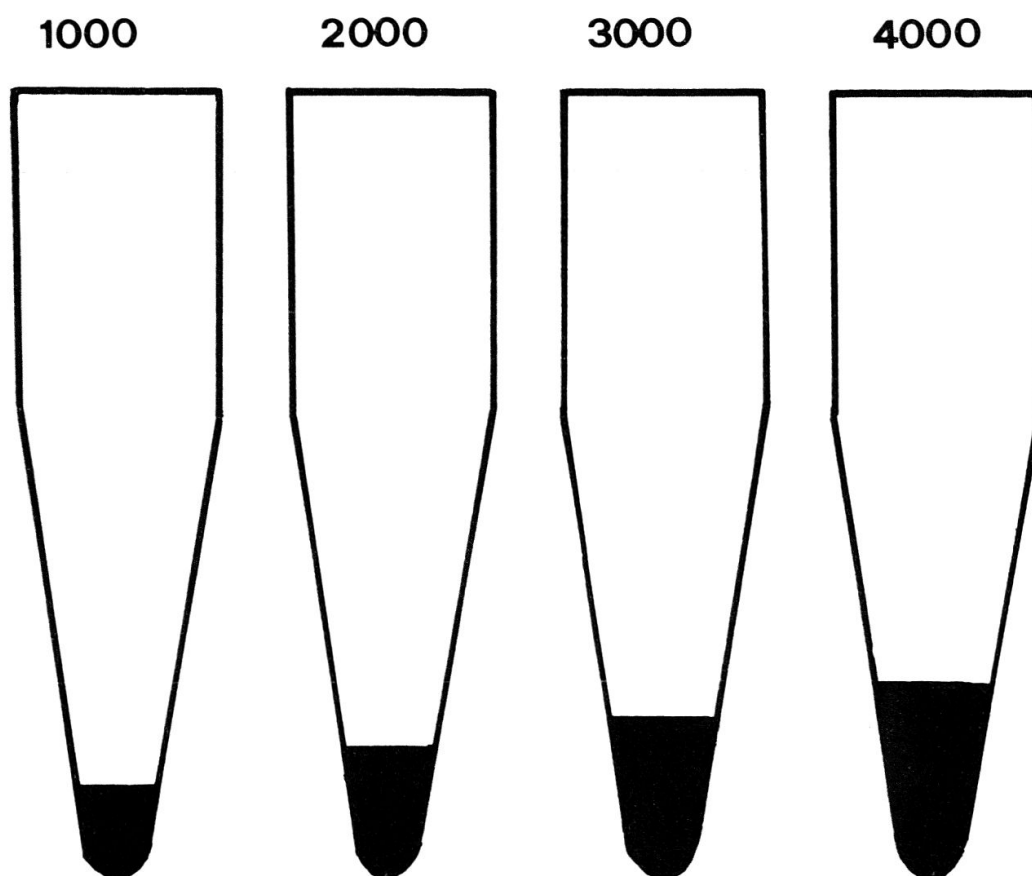


Fig. 5: Volumes standards dans les tubes coniques utilisés pour l'extraction à la chaleur (grandeur-nature) correspondant aux nombres de thrips allant de 1000 à 4000



c) Estimation par opacité: cette méthode se révèle être la plus intéressante. Les thrips, récoltés par l'extraction à la chaleur, sont transférés dans un autre tube conique, en alcool à 70°, pour les débarrasser des petites particules de terre qui les souillent, ainsi que d'éventuels autres insectes extraits (notamment larves mouche mineuse ou chrysopes).

Les thrips sont ensuite broyés dans un volume de 4,2 ml d'alcool à 70° à l'aide d'un homogénéisateur de 15 ml. L'homogénat est transféré dans un erlenmeyer augmenté de 2,1 ml d'alcool à 70° ayant servi au rinçage de l'homogénéisateur. Cette solution de base de 6,3 ml est diluée 9 fois, en ajoutant 50 ml d'alcool à 70°. Cette dilution permet de profiter de la zone optimale de sensibilité de l'appareil de mesure.

Le degré d'opacité de la solution diluée est mesuré à l'aide d'un spectrophotomètre à double faisceau (type 210 UV de Shimadzu/Bausch & Lomb) en utilisant une sphère intégrante garnie de 2 cuvettes comprenant chacune la moitié de l'homogénat dilué. Il représente le rapport entre la lumière diffuse transmise et la totalité de la lumière transmise. Deux lectures du degré d'opacité se font, soit 2 minutes et 2 minutes 30 secondes après avoir introduit les cuvettes. Entre les deux lectures, la position des deux cuvettes est inversée. Le résultat ayant la valeur la plus élevée est retenu. Il s'est avéré que l'estimation ainsi obtenue est la plus représentative, malgré une certaine instabilité de la suspension à mesurer, due à la cuticule des insectes, difficile à broyer.

La courbe d'étalonnage a été obtenue avec  $x = 500, 1000, 2000, 3000$  et  $4000$  thrips et une droite de régression calculée après transformation en  $\ln$ ,  $\ln$ , de sorte que  $\ln y = -1,7480 + 0,7388 \ln x$  avec un coefficient de corrélation  $r = 0,99757$ .

Nombre de thrips		Degré d'opacité	
x	ln x	y	ln y
500	6,2146	16,5	2,8034
1000	6,9078	29,8	3,3945
2000	7,6009	49,4	3,9000
3000	8,0064	66,0	4,1897
4000	8,2940	75,6	4,3255

Tab. 1: Valeurs de base servant à l'établissement de la courbe d'étalonnage

Tab. 2: Intervalles de confiance de 95% pour quelques valeurs de  $\ln y$ .

$m$  = moyenne,  $\text{inf}$  = valeur inférieure,  $\text{sup}$  = valeur supérieure,  $D_{\text{inf}} = x_m - x_{\text{inf}}$  = différence inférieure,  $D_{\text{sup}} = x_{\text{sup}} - x_m$

ln y	ln x			x			$D_{\text{inf}}$ (en % de $x_m$ )	$D_{\text{sup}}$ (en % de $x_m$ )
	m	inf	sup	m	inf	sup		
2,8	6,12	6,00	6,29	471	404	537	67 (14.2)	66 (14.0)
3,4	6,97	6,88	7,05	1062	970	1153	92 (8.7)	91 (8.6)
3,9	7,64	7,57	7,72	2090	1939	2263	151 (7.2)	173 (8.3)
4,2	8,05	7,96	8,15	3137	2864	3478	273 (8.7)	341 (10.9)
4,4	8,32	8,21	8,45	4112	3693	4659	419 (10.2)	547 (13.3)



Les valeurs de base apparaissent dans le tab. 1.

L'estimation de  $x$  à partir de valeurs  $y$  devient alors:  $x = e^{(\ln y + 1,748)/0,7388}$

L'intervalle de confiance de 95% est déterminé selon LINDER & BERCHTOLD (1979). La droite de régression ainsi que les courbes d'intervalle de confiance dessinées à partir de quelques valeurs de  $\ln y$  (tab. 2) sont reportées sur la fig. 6. Il

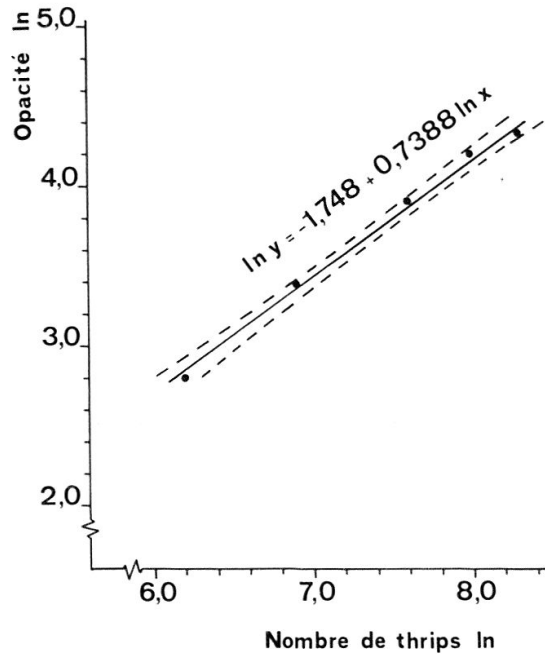


Fig. 6: Droite de régression servant de base à l'estimation du nombre de thrips à partir d'une mesure d'opacité d'un broyat de thrips avec intervalle de confiance de 95%

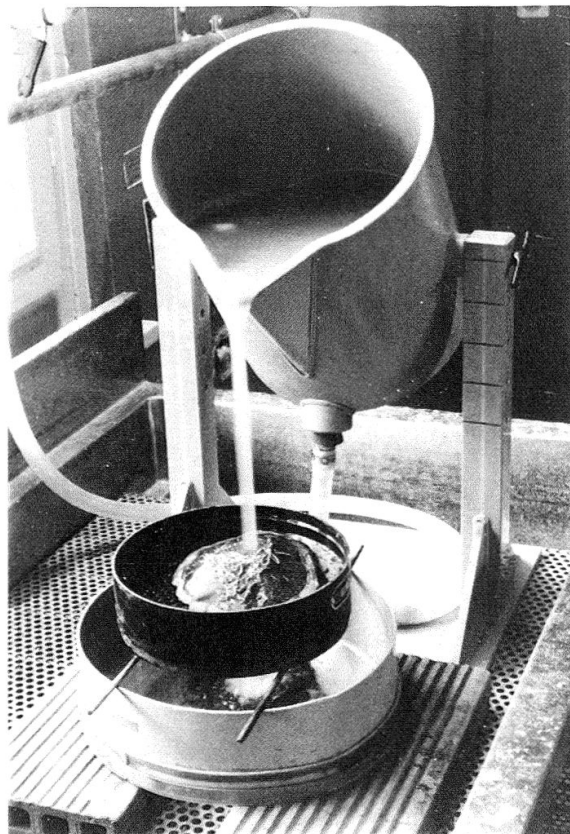


Fig. 7: Installation de lavage de terre pour récolter les stades de repos du thrips (photo Serra)

en ressort que l'erreur pour des nombres de thrips compris en gros dans la courbe d'étalonnage se situe entre - 7,2% et - 14,2% et + 8,3% et + 14,0%.

Les échantillons dépassant de beaucoup les 4000 thrips doivent être fractionnés.

#### ÉTUDE DES POPULATIONS DANS LE SOL

Un recueil de méthodes utilisables pour cet échantillonnage a été présenté par LEWIS (1973). L'intérêt de notre méthode, développée par des nématologistes, réside avant tout dans sa simplicité (VALLOTTON & PERRIER, 1977). L'échantillonnage se fait par prélèvement de terre. l'unité d'échantillon est une pelletée de terre (truelle de 5 cm x 15 cm) prise obliquement près de la ligne d'oignon. Dix échantillons pris le long d'une diagonale à travers la parcelle à étudier, sont mélangés et lavés en 2 fois dans un élutriateur à contre-courant d'une capacité totale de 131 (diamètre intérieur et profondeur 29 cm) pendant 15 min. avec un débit d'eau de 200 l/h. Les produits surnageants sont retenus dans un tamis à mailles fines (150  $\mu$ ). L'installation est représentée par la fig. 7. Le matériel est ensuite examiné sous la loupe binoculaire, par portions, dans des coupelles de 5,5 cm de diamètre, dont le fond est constitué d'un tamis à mailles de 100  $\mu$ , placées dans une boîte de Pétri contenant un peu d'eau.

#### REMERCIEMENTS

Nos remerciements sincères s'adressent à M. le Prof. Dr W. BERCHTOLD pour les conseils et la révision de la partie statistique. Notre gratitude va également à K. VERNEZ pour avoir effectué les dessins.

#### BIBLIOGRAPHIE

- BAILLOD, M. 1972. *Résumé des méthodes de contrôle utilisables en viticulture*. Cahier technique No 1. Station fédérale de recherches agronomiques de Changins, CH-1260 Nyon.
- LEWIS, T. 1973. *Thrips. Their Biology, Ecology and Economic Importance*. Academic Press London and New York.
- LINDER, A. & BERCHTOLD, W. 1979. *Elementare statistische Methoden*. UTB 796, Birkhäuser Verlag Basel.
- SCHNEIDER, F. 1959. *Ein Kräuselmilbentest*. Schweiz. Ztschr. f. Obst- u. Weinbau 68: 293-295.
- SHIRCK, F. H. 1948. *Collecting and Counting Union Thrips from Samples of Vegetation*. J. Econ. Ent. 41 (1): 121-123.
- VALLOTTON, R. & PERRIER, J. J. 1977. *Extraction des kystes et des nématodes libres par un décanteur à contre-courant*. Revue suisse Vitic. Arboric. Hortic. Vol. 9: 261-266

(reçu le 12 juin 1984)

