

I - Les méthodes d'estimation des populations d'acariens

A - Introduction

1 - Les acariens phytophages

Les Acariens phytophages ont une incidence économique en agriculture depuis la fin de la seconde guerre mondiale, c'est à dire depuis l'époque à laquelle les techniques culturales ont progressé considérablement, avec notamment l'utilisation généralisée des produits phytopharmaceutiques. Ces composés ont une action sur les ravageurs que l'on veut atteindre, mais ils modifient la composition de l'entomofaune et de l'acarofaune des plantes cultivées. On a alors observé des pullulations fréquentes d'Acariens ravageurs qui se sont révélés à leur tour très préjudiciables aux cultures.

Parmi les 388 familles d'Acariens recensés, seules quelques unes sont phytophages. Elles appartiennent pour la plus part à l'ordre des Actinedides et plus précisément aux super familles des Tétranychoides et des Eriophyides auxquelles on doit ajouter une vingtaine d'espèces de Tarsonemides et de Tydeides ainsi qu'un Pyemotidae s'attaquant aux graminées en association avec des Champignons parasites.

Tableau 1: Les principales familles d'Acariens phytophages regroupées par super- familles (GUTIERREZ, 1989)

Ordres	Super familles	Familles
Actinedida	Eupodoidea Tydeoidea Pyemotoidea	Penthaleidae Tydeidae Pyemotidae
	Tetranychoida	Tetranychidae Tenuipalpidae Tuckerellidae
	Eriophyoidea	Nalepellidae Eriophyidae Rhynaphytopatidae
Tarsonemida	Tarsonemoidea	Tarsonemidae

1.1. Importance économique et dégâts des Tétranyques

Du fait de leur potentiel de reproduction très élevé et de leur polyphagie, les Tétranyques sont des espèces économiquement très importantes.

Le Tetranychus urticae est considérée comme l'une des espèces la plus nuisible sur de nombreuses plantes cultivées notamment sur Solanacées et Cucurbitacées (Nihoul et *al.*, 1991). Sa polyphagie a été étudiée par plusieurs auteurs qui lui ont consacré plusieurs travaux, parmi les premier citons ceux de Pritchard et Baker (1955); et Saba (1971). L'une des caractéristiques biologiques de cette espèce est la fabrication continue de toile soyeuse, bien visible sur les feuilles et les pétioles. Cette espèce préfère la face inférieure des feuilles.

Le *T. cinnabarinus* cause des dégâts sur cultures maraîchères et fruitières qui sont similaires à ceux de *T. urticae*, elle entraîne parfois la destruction totale des cultures sous serres.

Les dégâts des Tétranyques sont toujours caractéristiques à savoir :

- La décoloration des feuilles qui deviennent brunâtres. Jaunes ou grises plombées, réduisant considérablement l'assimilation chlorophyllienne.
- L'apparition de taches plus ou moins accentuées sur le feuillage pouvant aller jusqu'au dessèchement des feuilles.
- Le dessèchement atteint d'abord la base de la plante puis gagne progressivement les autres étages foliaires.

2 - La faune auxiliaire

Les ennemis naturels des Tétranyques sont des Acariens et des Insectes.

2.1 - Les Acariens prédateurs des Tétranyques

Les Acariens prédateurs appartiennent pour la plupart à deux ordres: Gamasides et Actinedides. Les prédateurs Gamasides sont représentés par une seule famille mais elle regroupe l'essentiel des espèces ayant une importance économique. Les travaux sur ce groupe d'acariens sont les plus avancés et les plus nombreux. Le second recèle davantage de familles mais moins d'espèces. Le tableau 2, résume les principales familles d'Acariens prédateurs.

Tableau 2: Les principales familles d'Acariens prédateurs. Classification de Krantz (1978)

Ordres	Familles
Gamasida	Phytoseiidae
Tarsonemida	Tarsonemidae
Actinedida	Anystidae Bdellidae, Cunaxidae Cheyletidae Erythraeidae Stigmaeidae, Camerobidae Trombidiidae, Tydeidae

2.2 - Les insectes prédateurs des Tétranyques

Les principales espèces prédatrices d'Acariens appartiennent à l'ordre des Coléoptères, des Hétéroptères, des Thysanoptères, des Diptères et des Névroptères et sont récapitulées dans le tableau 3.

Tableau n° 3: Les principaux insectes acariphages

Ordres	Familles	Principales espèces
Coleoptera	Coccinellidae	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Stethorus punctillum</i> (Weise 1899). Prédateur spécialisé des Tétranyques est considéré comme l'un des plus importants agents de régulation de leurs populations (GUTIERREZ, 1976). Cette espèce a été signalée par plusieurs auteurs en Algérie à savoir BOULFAKHAR (1985); TOUMI (1988) et SAHRAOUI (1988). Elle est très active dans le Sud algérien sur <i>Phoenix dactylifera</i> variété Deglet Nour (GUESSOUM 1988)
	Staphylinidae	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Oligata flavicornis</i> (Boisduval) et <i>O. allidocornis</i>. Sont considérées comme prédatrices spécialisées de Tétranyques.
Heteroptera	Nabidae	<ul style="list-style-type: none"> • Les Nabides sont des prédateurs très répandus et on ne les rencontre qu'en faible densité (SCHAUB et al., 1993). • Les Punaises sont prédatrices et sont présentes en forte densité (SCHAUB et al., 1993). A titre d'exemple <i>Anthocoris nemoralis</i> et <i>A. nemorum</i> attaquent toutes les deux <i>Panonychus ulmi</i> sur Pommier (RASPLUS et al., 1993). • Les Orius sont potentiellement intéressants en lutte biologique contre les Tétranyques (FAUVEL, 1972). <i>Orius majusculus</i> Reuter, s'attaque à <i>Panonychus ulmi</i> et à d'autres Tétranyques (FAUVEL, 1974). <i>O. vicinus</i> Ribaga s'attaque à certains acariens tel que <i>Panonychus ulm</i>, <i>Eotetranychus tiliarum</i>. Et <i>Tetranychus, cinnabarinus</i>. (FAUVEL, 1989).
	Miridae	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Malococoris chlorizans</i> Panz. s'attaque à <i>Panonychus ulmi</i>.
Thysanoptera	Thripidae	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Scolothrips hartwigi</i> Priesner et <i>Scolothrips sp.</i>, ont été signalées à Madagascar par GUTIERREZ (1976). • <i>Scolothrips longicornis</i> Priesner s'attaque aux Tétranyques (RASPLUS et al., 1993). • <i>Scolothrips sexmaculatus</i> Pergande peut consommer une centaine de Tétranyques par jour (GILSTRAP et OATMAN, 1976; TOUMI, 1988).
Diptera	Cecidomyiidae	<ul style="list-style-type: none"> • Les larves des Cecidomyiidae sont prédatrices de Tétranyques (NIHOUL et al., 1992), tel que: <i>Arthrocnidax</i>, <i>Feltiella</i> et <i>Therodiplosis</i>. (GHOUMRASSI, 1994).
	Gyrphidae	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Taxomerus germinatus</i> est prédateur de Tétranyques.
	Dolichopidae	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Drapetis micropya</i> signalée en Californie s'attaquant à <i>Panonychus citri</i> par FLESHNER et RICKER (1953)
Nevroptera	Chrysopidae	<ul style="list-style-type: none"> • Les Chrysopes peuvent consommer 30 à 50 formes mobiles de <i>Panonychus ulmi</i> (PRINCIPI et CANARD, 1974). C'est surtout la forme larvaire qui prédatrice.
	Hemerobiidae Coniopterygoida	<ul style="list-style-type: none"> • Les larves des hémérobes et des Conioptérygoïdes sont colées sur le support et sont plus ou moins rosé-orangé.

B - L'échantillonnage

1 - Le contrôle

La difficulté des contrôles de populations d'Acariens réside dans la petite taille de ces Arthropodes. Les méthodes utilisées sont fondées sur le pourcentage de feuilles occupées par un ou plusieurs Acariens et sur les symptômes.

La récolte des prélèvements est une phase importante du travail de l'acarologue, elle doit être réalisée en fonction des objectifs recherchés. Par ailleurs, il est indispensable de combiner les différentes méthodes de récolte.

Le principal but de ces méthodes de contrôle est l'estimation quantitative des populations d'Acariens ou la prévision du risque pour la culture c'est à dire le moment idéal pour l'intervention avec un traitement acaricide.

Les conditions "pratiques peuvent être résumées ainsi :

- Le prélèvement est le travail le plus long. Il faut vraiment prélever dans cinq endroits différents de la culture, au minimum, sauf dans le cas de l'échantillonnage séquentiel si la décision arrive avant.

- L'échantillon de 100 organes ou 50 pour les petites parcelles ; paraît admis par tous les auteurs, même si l'échantillon est un peu faible pour juger les petites densités.

- La méthode de pourcentage d'occupation paraît actuellement la plus pratique et la plus fiable. Toutefois elle s'adapte moins bien à des Acariens de couleur claire. Elle ne convient pas pour juger des résultats d'efficacité acaricide car dans ce cas, il faut différencier les acariens morts des acariens vivants.

- Les prélèvements sont effectués selon une moyenne d'une fois par semaine. Ils sont réalisés en diagonale, en Z ou zigzag dans les lignes; méthode préconisée par Baillod *et al.* (1989). Selon ces auteurs, la taille de l'échantillon dépend de la taille de la population à contrôler.

- D'après les études préliminaires du service de l'association de coordination technique agricole (A.C.T.A), un échantillon moyen de 100 feuilles a été retenu (Bassino *et al.*, 1973), mais par la suite Zahner et Baumgartner, 1984) ont montré que cette taille est juste appropriée pour une densité d'un Acarien par feuille.

- A chaque échantillonnage, les feuilles sont mises dans un sachet en plastique comportant tous les renseignements nécessaires tels que le lieu de la culture, (il faut présenter les caractéristiques des parcelles et de leur environnement immédiat car on peut retenir que dans la plupart des situations, un environnement naturel peut jouer un rôle de réservoir des phytophages et des auxiliaires), la date de prélèvement, la plante hôte et si possible les types de traitements déjà réalisés.

2 - Echantillonnage séquentiel

C'est un échantillonnage progressif, (l'échantillon sera prélevé par groupes successifs de 10 organes (feuilles) jusqu'à ce que le résultat du contrôle permette ou non de dépasser le seuil de tolérance représenté par une droite sur un graphique). Cette méthode peut s'appliquer aux effectifs, à l'occupation et aux symptômes, Le choix d'un seuil de tolérance et la connaissance de la distribution de la population conditionnent le calcul des limites de décisions. Après chaque série d'organes contrôlés, le résultat est reporté sur un graphique de décision (Fig. 1) (Baillod, 1989).

- Si le résultat dépasse la limite supérieure (droite en courbe) la décision est de traiter.
- Si au contraire, le résultat ne dépasse pas la limite supérieure la décision serait de ne pas traiter.

Entre les deux subsiste une zone d'indécision, pour certains auteurs le seuil de tolérance, est égal et devient la limite supérieure de décision; pour d'autres, il figure au milieu des deux limites.

Entre les deux droites, la décision peut être soigneusement réfléchi en incorporant les paramètres météorologiques.

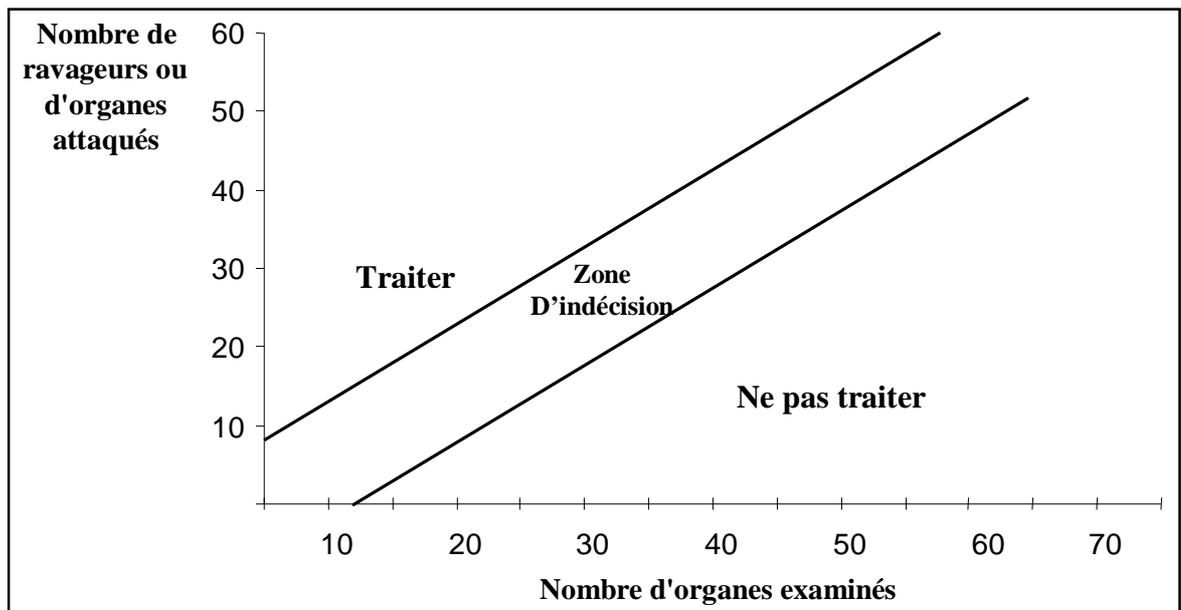


Figure 1 : Principe de l'échantillonnage séquentiel

C - Les méthodes de contrôle

Une méthode dans son application dépend des étapes suivantes (Baillod, 1989) :

- ✓ Le choix de l'organe à contrôler,
- ✓ Le prélèvement,
- ✓ La taille de l'échantillon.

1 - Appareils de contrôle

- Loupe binoculaire au labo.
- Loupe de poche à fort grossissement.
- Loupe frontale.
- Capture in situ :
 - Bande piège en étoffes (formes mobiles hivernantes).
 - Papier collant avec barrière de glu (forme mobiles en phase de végétation).
- Prélèvement du matériel végétal (en vue de son contrôle pour déceler toutes les formes) :
 - Brossage à l'aide d'un pinceau (cultures légumières)
 - Trempage dans de l'eau + alcool (cultures légumières)

- Battage avec parapluies japonais (cultures pérennes)
- Entonnoir de Beries (prélèvement du sol, mis en entonnoir noir au dessous duquel est fixé une lumière = Acariens du sol)

2 - Méthodes de contrôle

Ont pour but l'estimation quantitative des populations et la prévision du risque pour la culture. Leurs applications dépendent des étapes suivantes :

a. Choix de l'organe à contrôler

Faire un précontrôle pour déceler la localisation des acariens. Entreprendre au préalable un sondage sur au moins 3 à 5 endroits différents de la cultures.

Procéder à des prélèvements soit en diagonale, en Z ou Zigzag dans les ligne. L'échantillon à prélever est fixé à 100 feuilles, ces dernières sont prisent au hasard à raison d'une à deux feuilles par arbre ou par plante, ces feuilles ont sensiblement le même âge (Zahner, 1984 cité par Baillod, 1989).

b. Exigence générale de l'échantillonnage

- Diminuer le nombre d'organes prélevés par plante
- Augmenter le nombre de plante sur lesquels on prélève
- Avoir un nombre suffisant de points de prélèvements dans la culture
- Ou suivre un prélèvement systématique.

3 - Effectifs ou densité de la population

L'expression des résultats d'un contrôle de densité selon Baillod (1989), est donnée par le nombre moyen d'Acariens par organe végétatif (feuille), il s'agit du nombre de formes mobiles, plus rarement du nombre total (forme mobiles et oeufs).

4 - L'occupation du feuillage

Le pourcentage de feuilles occupées par un acarien ou plus est utilisé pour estimer une population d'Acariens (Baillod. 1989).

5 - Les Symptômes

L'utilisation des symptômes d'après Baillod (1989), pour l'estimation du risque créé par une population d'Acariens trouve un regain d'intérêt à cause de sa facilité d'application pour la pratique. Les symptômes doivent être suffisamment spécifiques pour éviter toute confusion avec les dommages engendrés par d'autres ravageurs. Il faut aussi qu'une relation soit perceptible au moins avec l'occupation du feuillage. Comme les symptômes ne sont visibles qu'après un certain laps de temps d'occupation par l'acarien phytophage, il devient impératif d'en cerner les premières manifestations.

6. Technique recommandée par le service entomologie de INPV sur culture d'haricot

6.1. Technique d'échantillonnage et prélèvement

Le comptage peut être effectué soit au laboratoire, soit sur place à l'aide d'une loupe de poche, de préférence après la dissipation de la rosée matinale. Le comptage doit porter sur les femelles et tous les stades de développement.

6.2. Deux méthodes d'échantillonnages à utilisé simultanément

1^{ère} Méthode :

Sur 5 plants d'haricot choisis proche l'un de l'autre, dénombrer les individus présents sur 10 feuilles. Examiner ainsi 50 feuilles au total.

Sur chaque plant, choisissez au hasard, 10 feuilles à 3 niveaux différents (3 au niveau inférieur, 4 au niveau, moyen et 3 au niveau supérieur) et également selon plusieurs orientations.

2^{ème} Méthode :

Pour contrôler l'ensemble du champ, examiner 200 feuilles au niveau moyen à raison de 10 feuilles par rang. Sur chaque rang, les feuilles ont été prises au hasard sur 5 pieds.

Comparer le nombre de femelle par feuilles par chacune des deux méthodes d'échantillonnages utilisés.

Seuil : 3 femelles par feuilles

7. Les méthodes utilisées pour l'acarien *Panonychus ulmi* Koch. Sur pommier et poirier

Plusieurs méthodes ont été utilisées pour la surveillance et la prévision de l'évolution de cet acarien, parmi lesquelles nous pouvons citer :

- Méthode OILB originelle
- Méthode OILB simplifiée
- Méthode OILB Baillod-Fiaux
- Méthode OILB Touzeau
- Méthode OILB Epattements
- Méthode OILB Dix yeux

De ces méthodes, celles de Baillod-Fiaux et Touzeau ont été les plus intéressantes, cependant les services d'avertissements français utilisent une démarche synthétisant les deux méthodes. Le dénombrement des œufs d'hiver étant la première étape indispensable pour estimer l'infestation de l'année suivante, laquelle détermine l'importance des dégâts au moment du débourrement mais peut être aussi les pullulations estivales.

7.1. Méthode Baillod-Fiaux

Le dénombrement des pontes ne se fait pas exclusivement que sur 2 organes consécutifs et opposés sur le bois de 2 ans, il peut se faire sur les dards (ou lambourdes) ou bourgeons bien

développés ou encore petits rameaux adjacents. On examine 100 de ces organes par parcelle devant provenir d'au moins de 10 arbres.

Un facteur de correction permet de tenir compte de la différence du nombre de bourgeons par unité de longueur de rameau selon la variété et de ramener le chiffre trouvé à la valeur théorique de 2 m de bois de 2 ans.

On a donc : $P = (S / X) N$

P = nombre d'œufs pour 2 m de bois de 2ans

S = nombre d'œufs recensés sur x obstacles observés

N = nombre moyen d'obstacles sur 2 m de bois de 2ans de la variété considérée.

Pour la Golden Delicious, N est en moyenne de 60.

7.2. Méthode Touzeau

Elle recommande seulement d'observer les 2 premiers yeux bien développés à la base des pousses d'1 an. Endroit où se trouve une relative accumulation des œufs. Ainsi le volume de ponte observé est suffisamment important pour que les erreurs dans l'estimation restent acceptables et assez petit pour que le contrôle soit rapide.

L'observation des pontes doit porter sur 10 couples d'yeux par arbres et sur 10 arbres par verger soit au total 200 organes.

7.3. Méthodes utilisées par les services avertissements agricoles de Toulouse

Prendre 5 échantillons à prélever à hauteur d'homme (1,75m) dans 5 endroits différents au niveau du verger (Nord, Sud, Est, Ouest et au Centre). Chaque échantillon se compose de 10 portions de 20 cm (certaines prennent 10 cm) de bois de 2 ans prélevés à raison de 2 portions par arbre et sur 5 arbres.

Les échantillons sont coupés à environ 2 cm de chaque bourgeons ou dard. Le contrôle est effectué sous une loupe binoculaire.

7.3.1. Appréciation de la population

Deux techniques sont utilisées pour l'appréciation et la prévision d'attaque.

1^{ère} Technique :

Elle consiste à multiplier la moyenne d'œufs par rameau par 10 ou 20, en fonction de la longueur du rameau prélevé (20 cm ou 10 cm) afin de ramener le chiffre d'infestation à 2 m de bois.

Le seuil de tolérance pour la région méditerranéenne est fixé à 1000 œufs.

2^{ème} Technique :

L'observation est portée sur les obstacles (dard, bourgeons, etc...), établir une moyenne sur 200 obstacles et le résultat est exprimé au nombre d'œufs par obstacle.

N ^{BRE} D'ŒUFS PAR OBSTACLE	DECISION DE LUTTE	REMARQUE
0 - 10	Pas nécessaire en début de saison	
11 - 30	En général nécessaire	Après floraison
31 - 50	Obligatoire	Avant floraison

7.3.2. Estimation du risque en végétation

Le problème d'un échantillon représentatif de la population d'un verger se pose avec acuité car l'acarien n'est pas réparti uniformément sur l'arbre.

Sa répartition dans le verger semble moins sujette au variation sur l'arbre il faut tenir compte principalement :

- De la situation de la feuille sur le rameau (les jeunes feuilles sont moins infestées que les vieilles).
- De la hauteur de la feuille (les populations sont plus importantes en hauteur).
- De l'orientation de la feuille (les feuilles exposées au soleil sont les plus infestées).

Il existe deux techniques d'échantillonnage.

- Comptage des formes mobiles et son expression en nombre de forme mobile par 100 feuilles (seuil 2 à 3 formes mobiles par feuille).
- Fréquence d'occupation qui s'exprime en pourcentage de feuilles occupées par au moins une forme mobile.

Avril – Mai 65 %

Mai – Juin 75 %

Un contrôle d'assurance parfois est à faire entre les deux précédemment cités, il s'agit du contrôle des éclosions larvaires qui consiste à :

- Suspendre sur une charpentièrre une planchette blanche portant un rameau fortement colonisé d'acariens préalablement dénombré.
- On dépose tout au tour du rameau, sur la planchette, une couche de vaseline (pommade quelconque,etc..).
- On contrôle les larves fixées sur la vaseline et on détermine le pourcentage d'éclosion.

7.3.3. Suivi des éclosions des œufs d'hiver

a. prévision du début de l'éclosion des œufs

Les rameaux porteurs d'œufs sont prélevés périodiquement à partir de Février. Les parties les plus infestées sont prélevées et placées dans les boites de pétri dans le fond est englué. Ces boites sont déposées en étuve à 20 °C. La comparaison des sommes de température moyenne supérieure à 5,6 °C observées à l'extérieur et calculées dans l'étuve, fournissent une approximation de la date du début des éclosions. L'application à plusieurs reprises de cette méthode permet d'affiner la prévision.

b. Suivi des éclosions des œufs d'hiver

Des rameaux porteurs d'œufs d'acariens sont fixés sur des plaquettes en bois, dont certaines sont disposées à l'intérieur du laboratoire et d'autres disposées à l'extérieur, dans le verger.

Les œufs vivants portés par chaque rameau sont dénombrés. Le comptage périodique effectué par l'agent de la protection des végétaux permet de suivre l'évolution des éclosions dans les conditions réelles du terrain.

8. Autre méthode d'estimation des œufs d'hiver de l'acarien rouge

C'est une prévision à long terme pour protéger une parcelle de 1 à 4 ha du risque d'une pullulation d'acarien.

Nous allons procéder par un échantillonnage d'environ 30 arbres par parcelle (moins pour les petites parcelles). De chaque arbre nous prélevons 2 rameaux (morceau de bois) âgés de 2 années, sur lequel se trouvent 2 bourgeons selon deux orientations opposées.

Au niveau de chaque échantillon, nous prélevons 60 bois par parcelle, ce qui veut dire que nous examinons 120 bourgeons. Pour le comptage des œufs nous prenons un rayon de 1 cm ; pour l'observation (zone de comptage)

Le comptage des œuf nous permet de chasser les bourgeons en 6 classes, qui est comme suite :

CLASSE	NOMBRE D'ŒUF	VALEUR REPRESENTATIVE DE LA CLASSE
0	0	0
1	1-5	2
2	6-20	10
3	21-50	30
4	51-100	70
5	101-200	150
6	+ 200	300

Exemple :

- 35 baugeons de la cl₀, on multiplie 35x0=0(œuf)
 - 25 baugeons de la cl₁, 25 x 2 = 50 (œuf)
 - 30 baugeons de la cl₂, 30x10 = 300 (œuf)
 - 20 baugeons de la cl₃, 20x30 = 600 (œuf)
 - 10 baugeons de la cl₄, 10x70 = 700 (œuf)
- Total : 1650 (œuf)

L'addition du nombre calculé, il est comparé au seuil de nuisibilité donne par les organismes de protection des végétaux (SRPV) de la région concernée.

D - Les techniques de récolte

Sur le terrain, on peut faire soit des récoltes à vue, soient des prélèvements du milieu qui seront analysés au laboratoire par des méthodes particulières.

Il existe de très nombreuses méthodes de récolte des Acariens. Certaines méthodes ne nécessitent pas de prélèvement d'organes de la plante. Elles consistent à capturer les Acariens directement par des techniques de piégeage (bandes pièges, bandes engluées, aspirateurs, battage.... etc.).

La plupart des méthodes de collecte font cependant appel à des prélèvements d'organes.

On peut alors récupérer les Acariens:

- Soit directement, visuellement avec une loupe binoculaire et un pinceau très fin.
- Soit par brossage avec une « brosse à Acariens ».
- Soit par extraction en étuve: la dessiccation fait fuir les Acariens qui sont ainsi capturés par un grand anneau de glu entourant sous pression des feuilles, puis filtration. Les Acariens sont tués dans de l'alcool éthylique à 70°. Ils peuvent être maintenus dans ce liquide pendant plusieurs années, à condition que ce soit dans des tubes hermétiquement fermé (Kreiter et De La Bourdonnay, 1993).

1 - Contrôle visuel

Dans certaines expérimentations, il y a un intérêt à suivre le développement d'une population sur la plante. Le seul moyen est d'utiliser une loupe frontale (3x) qui permet de couvrir un grand champ visuel. Si cette méthode présente l'avantage de permettre l'étude de distribution des populations, elle présente l'inconvénient de la difficulté de reconnaissance des espèces.

2 - Bandes pièges

Pour les plantes pérennes, ces bandes permettent d'étudier le déplacement des populations ou de capturer une fraction afin de les transporter ou de faire des lâchers.

3 - Bandes engluées

Divers papiers autocollants sont utilisables. Une formule intéressante est celle du papier de carrossier sur laquelle on dispose à l'aide d'une seringue une ou plusieurs barrières de glu. Elle a l'avantage de capturer des milliers d'Acariens mais présente l'impossibilité de les extraire pour identification, la glu est souvent imprégnée de sable transporté par le vent.

4 - Bandes d'étoffe

Ces bandes de feutre ou de feutrine sont placées en fin de saison, ils permettent de capturer les formes hivernantes.

5 - Les aspirateurs

Divers types d'aspirateurs peuvent être utilisés, du petit aspirateur de SINGER à des aspirateurs à moteur, lorsqu'on veut récolter une grande quantité de matériel biologique. Ils sont peu utilisés en agronomie.

6 - Les brossages

Méthodes très efficaces sur les parois de rocher ou sur les troncs d'arbres lisses ou recouverts d'une mince couche de lichens d'après Trave (1984). C'est une méthode exigeante en temps de travail, satisfaisante pour des essences à feuilles de taille moyenne mais difficile sur feuilles larges à grosses nervures (refuges des acariens) (Vial et. Monterrat, 1971). On utilise une petite brosse dur et on recueille le produit du brossage sur un plateau rebordé, lisse et de couleur claire. Les microarthropodes sont alors recueillis au pinceau, quand ils sont visibles sur le fond clair du plateau ou bien le produit du brossage, comprenant les microarthropodes, les débris de lichens ou d'autres débris organiques et minéraux sont récupérés dans un tube et trié au laboratoire.

Une machine à brosser est développée par Henderson et Burnie (1943). Les feuilles sont passées entre deux brosses tournant en sens inverse, les Acariens sont projetés sur un disque tournant englué, le comptage peut être limité à un secteur du disque, les Acariens peuvent être récupérés à l'aide d'un pinceau fin. Diverses modifications de cet appareil existent : machines à brosses réglables etc... Ne s'adapte pas à toutes sortes de feuilles.

7 - Les battages

Selon Trave (1984), les battages se font avec des parapluies japonais, il est préférable que le tissu constituant le parapluie soit très lisse, comme de la toile cirée ou même plastifié.

8 - Les fauchages

Les fauchages permettent la récolte de microarthropodes (Acariens) sur les plantes herbacées. Les fauchoirs traditionnels conviennent mal à ces animaux, toujours à cause de la texture des tissus employés. Les fauchoirs et les parapluies Japonais peuvent être avant agencement remplacés par d'autres appareils. Dans ce cas, d'après Trave (1984), la récolte est traitée au laboratoire, ce qui permet un gain appréciable de temps sur le terrain et un nombre plus grand de récolte.

9 - Le lavage

Méthode décrite par Vial et Monterrat (1971), elle comprend trois phases:

a - Phase 1

Prise de l'échantillon et collectes des feuilles, les feuilles sont mises en sacs plastiques et conservés à l'abri du soleil et de la chaleur, puis conservés au réfrigérateur.

b - Phase 2

Tremper les feuilles dans un cristalliseur (solution aqueuse à 2 % de produits mouillants); le produit mouillant va détacher toutes les formes d'acariens présents sur feuilles. Laver les sacs ayant contenu les feuilles (supprimer les causes d'erreur). Après rinçage des feuilles dans le mouillant, le liquide du rinçage est versé dans les colonnes de verre et on a apparition de sédimentation au bout de trois heures, il y a formation d'un bouchon de sédiment.

c - Phase 3

Dénombrement de la population; extraction du « bouchon », éliminer les fractions supérieures du liquide par pompage, rinçage du tube et ajuster le volume recherché, le prélèvement des Acariens à l'aide d'une pipette à gros orifice et le dénombrement de formes d'Acariens se fait à l'aide d'une loupe binoculaire.

10 - La méthode des empreintes ou Calandrage

Développée par Venables et Dennys (1941) au Canada. Les feuilles sont pressées entre deux feuilles de papier absorbant, les Acariens sont écrasés laissant des taches sur les feuilles. L'inconvénient majeur de cette méthode est la difficulté de distinguer les différents stades et les différents Acariens.

11 - Extraction en étuve (Arias, non publié)

L'extraction à la chaleur en étuve vitrée (35°C environ) permet de faire sortir les Acariens de leur habitat (écorce, feuilles) et de les retenir par une barrière de glu disposée autour du matériel. Les Acariens se prennent du côté de la lumière dans le cas d'un phototropisme positif.

Conclusion

Pour des recherches quantitatives, et plus particulièrement des études de dynamique des populations, il convient de standardiser la technique. Il faut mettre au point un protocole d'échantillonnage rigoureux afin de pouvoir utiliser avec un maximum de succès les données brutes obtenues (Trave, 1984). Il faut tenir compte dans ce type de travail du choix de la station, de la taille, du nombre et de la fréquence des prélèvements (Trave, 1984).

E - Inventaires de l'acarofaune et des auxiliaires

Il s'agit d'effectuer des prélèvements dans une culture donnée ou un milieu naturel. Les méthodes de prélèvement sont les mêmes que pour le contrôle des populations. Néanmoins il faut les ajuster à la taille de la parcelle, les types de prélèvements préconisés seront selon le type de culture (en diagonale ou en Z ou en zigzag dans les lignes). Une condition s'impose c'est de sonder au moins trois endroits différent de la culture, en général cinq, quelquefois plus. Il faut choisir une méthode d'extraction des Acariens qui les préserve de la détérioration afin de les conserver dans l'alcool 70° pour leur montage avant la détermination.

F - Méthodes d'étude au laboratoire

En période chaude, les échantillons sont placés dans un réfrigérateur pour éviter la dessiccation des feuilles. L'observation est visuelle sous loupe binoculaire faite au fur et à mesure, c'est-à-dire juste après la sortie, il faut compter les formes mobiles des Tétranyques et les oeufs.

Quelques spécimens mâles et femelles sont prélevés à l'aide d'un pinceau fin ou d'une aiguille lancéolée et sont placés dans des flacons contenant de l'alcool 70° dans le but de les conserver ou les monter entre lame et lamelle pour confirmer leur identification.

1 - Le montage

L'identification des espèces d'Acariens est difficile sur le terrain, leur petite taille et la complexité de leurs caractères propres rendent obligatoire leur montage afin de les observer sous le microscope. Il est nécessaire d'éclaircir les Acariens avant leur montage entre lame et lamelle. A cet effet, ils sont mis dans des verres de montre contenant de l'acide lactique pur. Ils sont chauffés sur une plaque chauffante à température modérée (15 minutes) jusqu'à leur complet éclaircissage. Pour parfaire leur éclaircissage, on ajoute 2 à 3 gouttes de chloral-phénol et on les maintient sur la plaque chauffante pendant 10 minutes. Une fois les acariens bien éclaircis nous les plaçons face ventrale contre la lame dans une goutte de liquide de Faure avec les pattes étalées, puis on recouvre d'une lamelle, à raison d'un individu par lame, ce qui facilite l'étude des caractères de la face ventrale et de la face dorsale et des soies pédieuses. Les mâles des Tétranyques sont placés de profil afin de mettre en évidence leur appareil génital. La lame ainsi préparée doit porter les renseignements suivants :

- A droite de la lamelle, le nom du lieu, la plante hôte, le nom du collecteur et la date de récolte.
- A gauche de la lamelle, la systématique (famille, genre et espèce) ainsi que le sexe ou le stade, la date du montage et le nom de la personne l'ayant déterminé.

II. CONSTITUTION DE L'ELEVAGE

1 - Techniques d'élevage des acariens phytophages

Introduction

Du fait de leur petite taille et de leurs modes de déplacement les Tétranyques peuvent être élevés sur des surfaces réduites puisqu'ils se déplacent dans un espace à deux dimensions. Il faut éviter les problèmes de contamination entre les souches et empêcher l'introduction de prédateurs parmi ces derniers, les Phytoseiides pénètrent par le sol ou par le matériel végétal, tandis que les insectes prédateurs arrivent en volant.

a - Elevage sur disques de feuilles

On découpe dans des jeunes feuilles de la plante hôte choisie, des disques, de 2cm de diamètre, que l'on place sur du coton humide dans des boîtes de Pétri. Guttirez (1976) utilisait des disques de 5cm de diamètre qu'il plaçait sur des boules de coton imbibées d'eau distillée. Il rabattait le coton sur les bords des disques afin de limiter le déplacement des Acariens. Les boules reposent sur des petites mules en papier métalliques dont le fond est perforé ; elles sont groupées dans des

bacs émaillés remplis d'eau. A l'origine Van Zon et Helle, 1967) faisaient une véritable culture de feuille et utilisaient une solution nutritive. En utilisant de l'eau les disques de feuilles peuvent survivre une quinzaine de jours. L'observation se fait directement à la loupe binoculaire

b - Logettes de plexiglas

Ce type d'élevage s'inspire de la méthode utilisée par Nickel (1960). Les Tétranyques sont élevés à la face supérieure des feuilles, préalablement détachées; dans des cellules rondes de 12cm de diamètre et de 3cm d'épaisseur. L'exposition de la face supérieure de la feuille à l'atmosphère ambiante, assure une meilleure conservation du végétal. La feuille est remplacée chaque semaine, elle repose sur trois épaisseurs de papier filtre imbibé d'eau; l'ensemble est pris entre deux plaques de plexiglas. La plaque supérieure est percée de 6 trous ronds de 12mm de diamètre formant logette. Les parties latérales de l'ensemble sont recouvertes de bandes de matière plastiques imperméable, fixées à l'aide de ruban adhésif, et destinées à limiter la dessiccation du papier filtre.

Pour les élevages sous abris exposés aux conditions extérieures, le déplacement des Acariens est limité par un léger anneau de glu.

Pour les élevages effectués en bacs hermétiques, les logettes sont fermées par un couvercle constitué d'un carré de soie à mailles fines.

c - Elevage sur feuille isolée non détachée de la plante ou sur rameaux coupés

Des jeunes plants élevés dans des pots en matière plastique, les deux feuilles qui suivent les feuilles cotylédonaires également isolées par un anneau de glu entourant le pétiole, la base de la tige est également entourée d'un anneau de glu, pour plus de sécurité.

Les Tétranyques déposés sur la face supérieure des feuilles gagnent immédiatement la face inférieure. On coupe les tiges au fur et à mesure du développement du pied, afin d'éviter la formation d'autres feuilles au cours de l'expérience.

Les pots sont déposés en plein air et protégés par un cadre portant une toile moustiquaire à mailles fines, laissant passer la lumière. Le cadre est protégé par une bâche formant toit en cas d'averse.

On peut également utiliser des plants de très jeunes arbres fruitiers que l'on englue selon le même principe ou bien des rameaux coupés, dont la base est trempée dans une fiole conique remplie d'eau et coincée à l'aide d'un bouchon de coton hydrophile. Cette technique est utilisée pour des études de tables de vie en condition naturelles, en dynamique des populations et l'étude des relations Proie- prédateur.

2 - Techniques d'élevage des acariens prédateurs

L'élevage des Acariens prédateurs Phytoseiides est en général plus difficile à réaliser que celui des phytophages (Tétranyques ou Tenuipalpides) car il faut élever la proie sur sa plante hôte. Les opérations de culture de la plante hôte, d'élevage de la proie et du prédateur doivent être réalisées dans des locaux séparés.

Il faut éviter les contaminations des locaux d'élevages par d'autres ravageurs ou prédateurs. Lorsqu'on élève plusieurs espèces de prédateurs, certaines précautions sont nécessaires afin d'éviter

les mélanges. Les Phytoseiides, comme la majorité des Acariens sont indistinguables à l'œil nu ou sous loupe binoculaire et toute contamination d'une souche entraîne sa perte. Les prédateurs doivent être maintenus dans des conditions microclimatiques contrôlées (Température, humidité, photopériode).

Il faut veiller à renouveler ou à enrichir régulièrement les souches afin d'éviter les problèmes de dérives génétiques.

Il est conseillé de récupérer les œufs régulièrement et de les transférer dans de nouvelles cellules d'élevage. Ce qui permet d'éviter le cannibalisme.

On utilise des végétaux peu pileux tel que *Phaseolus vulgaris* L. variété cotender ou *P. lanatus* L. (Lima bean).

a - Production en masse au laboratoire de *Phytoseilus persimilis*

Les feuilles d'haricot chargées de Tétranyques sont mises dans un cylindre en plastique, finement grillagées pour l'aération d'une hauteur de 20 cm et de 30 cm de diamètre. De part et d'autre du cylindre, deux couvercles amovibles assurent l'étanchéité de l'ensemble.

Lors de la mise en route de l'élevage, une petite quantité de prédateurs est déposée dans le cylindre initial. Afin de connaître la composition relative des deux populations au cours du développement, un tube à hémolyse fixé sur le couvercle supérieur sert de regard : quand les proies se raréfient, quelques prédateurs, à la recherche de la nourriture, vont se retrouver dans le tube à hémolyse. Au dessus du premier cylindre, on superpose un deuxième cylindre rempli de feuilles très attaquées vers lequel tous les stades du prédateur vont migrer à la recherche de la nourriture. A l'épuisement de cette nourriture un autre cylindre est ajouté, le cylindre inférieur peut être enlevé. Un réseau de fils en Nylon dans le cylindre empêche le tassement des feuilles les unes sur les autres.

Pour effectuer la récolte des prédateurs, on introduit dans le cylindre contenant la population récoltable, 200 cm³ de son de blé tamisé et préalablement humidifié. Après l'avoir séparé de l'ensemble, on fixe un récipient à la base du cylindre et un couvercle à la partie supérieure et on secoue l'ensemble un à deux minutes. Le son entraîne mécaniquement les stades mobiles de *P. persimilis* que l'on récupère mélangé au son dans le récipient inférieur.

La récolte peut avoir lieu tous les deux jours, ce qui permet de récolter des femelles jeunes à la fécondité maximale et de laisser les jeunes stades et les œufs qui donneront une nouvelle population récoltable.

Cette méthode a deux avantages, celui de la continuité de la production qui est modulable. La conservation se fait à 10°C dans un courant d'air humidifié à 95 %.

b - Production en masse de *P. persimilis* sous serre (Koppert, 1980)

La méthode de Koppert a permis de traiter en Hollande 400ha de serre de concombres en 1979. L'élevage se fait sur plants d'haricots infestés de Tétranyques directement en pleine serre. Les prédateurs sont récoltés et conditionnés par 1000 dans de petites boîtes contenant du son de blé humidifié. Il faut environ 40 boîtes par hectare pour lutter contre *T. urticae* en serre de concombre.

c - Production en masse de prédateur en plein champ (Hoy et *al.*, 1982)

L'élevage est réalisé en été sur des unités de soja de 0,2 ha infestés de Tétranyques. Il permet d'obtenir 62 millions de prédateur en trois mois. La souche utilisée est résistante au carbaryl et à certains organophosphorés et l'utilisation en fin de production permet d'éliminer insectes et Acariens indésirables.

III. ETUDES DES PARAMETRES BIOLOGIQUES

A. Etude de la durée du cycle de développement et de la fertilité des oeufs

1 - Etudes de la durée du cycle de développement

a - Méthode d'étude

Il s'agit de suivre le développement de *T. cinnabarinus* depuis la ponte des œufs jusqu'à l'émergence des imagos. Pour cela on dépose, sur chaque disque de feuille en survie sur du coton humide, une femelle fécondée qu'on laisse pondre pendant quelques heures (de 0 à 4 heures). Le but est d'obtenir des oeufs d'âge semblable. Les boîtes de Pétri sont placées dans une étuve réglée à la température, photopériode et humidité voulues. Les oeufs obtenus sont détruits à l'exception d'un seul par pastille, pour observer les différentes étapes de son développement. Un lot de 30 œufs au minimum est nécessaire.

Après l'éclosion des oeufs, les larves sont déplacées sur de nouvelles pastilles en survie, tous les quatre jours, afin d'éviter le manque de nourriture qui risque d'influencer la vitesse de développement. Des contrôles à la loupe binoculaire s'effectuent trois fois par jour pour noter le stade dans lequel l'Acarien se trouve. Le pourcentage d'éclosion des oeufs est déterminé sur un lot de 100 œufs au minimum.

2- La fécondité et la longévité des femelles (fécondées)

a - Méthode d'étude sur disques de feuille

Pour l'étude de la fécondité, on prélève dans l'élevage de masse une trentaine de téliochrysalides femelles prêtes à effectuer leur mue imaginale. Une téliochrysalide femelle et deux mâles sont déposés sur chaque disque. Le jour de la sortie des femelles est noté et les mâles sont éliminés 48 heures après.

Les observations sont quotidiennes jusqu'à la mort des femelles et les œufs dénombrés sont détruits chaque jour.

Pour l'étude de la longévité, nous notons quotidiennement le nombre de femelles mortes jusqu'à l'épuisement de toutes les femelles étudiées.

b - Sur feuilles isolées

Des plants en pots au stade de 2 feuilles sont utilisés. Sur chacune des feuilles isolées par un anneau de glu, on dépose à l'aide d'un pinceau, un mâle et une larve destinée à donner une femelle (téliochrysalide). On effectue les observations et les notations à heures fixes toutes les 24 heures jusqu'à la fin de l'essai. Le jour de leur sortie les jeunes femelles se nourrissent et s'accouplent. Les jours suivants on compte les œufs sous une loupe binoculaire et on détruit les œufs au fur et à mesure. Selon Hussey et Parr (1963), les femelles des Tétranyques se maintiennent de façon satisfaisante sur les feuilles isolées, les mâles beaucoup plus mobiles, sont remplacés régulièrement.

3 - Détermination pratique du SEX-RATIO

a - Matériels et Méthode d'étude

On dépose une téliochrysalide femelle par disque d'haricot en survie sur du coton humide et deux mâles pour assurer l'accouplement. Les mâles seront tués 48 heures après la mue imaginale de la femelle. Les disques sont changés chaque jour et conservés afin de contrôler le sexe de la descendance.

4 - Tables de vie et détermination des principaux paramètres démographiques

A partir des expérimentations précédentes à savoir: le sex-ratio, la durée de développement et la mortalité des différents stades (de l'œuf à l'adulte ainsi que la fécondité et la longévité des femelle, on peut établir les tables de vie et évaluer les principaux paramètres démographiques (R_0 , T , r_m et λ).

4.1. Table de survie - âge spécifique

L'établissement de la table de survie fournit des éléments intéressants qui permettent de comparer les potentialités biologiques de deux espèces interagissant dans le même milieu et permettent de déterminer les capacités d'un prédateur dans la réalisation du contrôle effectif de sa proie.

Les principes mathématiques à la base du calcul des paramètres de la table de survie ont été décrits dans les publications de Pearl et *al.* (1941); Birch (1948) et Lotka (1956) in Watson (1964).

Ces tables de survie sont dressées donc à partir de:

- La table de vie, qui donne la probabilité pour la femelle à leur naissance d'être en vie à l'âge X : L_x ; à l'âge zéro, cette probabilité est désignée par I_0 et on lui attribue la valeur 1,00.
- La table de fécondité, qui fournit pour chaque âge, le nombre moyen de femelles produites par une femelle d'âge X pendant l'unité de temps choisie m_x . Nous prenons ici comme unité de temps le jour.

4.2. Les paramètres démographiques

4.2.1. Paramètres de croissance R_0 , T , rm et λ (Maia et al., 2000),

a. Le taux net de reproduction ' R_0 ' (net reproduction rate)

C'est le taux de multiplication de la population en une génération ou encore le nombre total de naissance de femelle entre deux générations successives, il est déterminé par la formule suivante:

$$R_0 = \int_{x=0}^{\infty} Ix.mx.dx$$

Qui se calcul pratiquement en faisant:

$$R_0 = \sum Ix.mx$$

I_x : taux réel de survie X âge en jours des femelles;

m_x : nombre d'oeufs femelles / femelle /j.

d'où $m_x = 0,75 n_x$ (en supposant que la sex-ratio est de 0,75)

n_x : ponte totale.

b. Durée moyenne d'une génération ' T '

C'est l'intervalle de temps moyen, exprimé en jours, qui s'écoule entre la naissance des individus d'une génération et celle de la génération suivante. Nous avons considéré que chaque génération avec une durée T . T étant la durée moyenne d'une génération telle qu'elle est définie par l'expression mathématique:

$$T = \frac{\sum x.Ix.mx}{\sum Ix.mx}$$

$$R_0 = e^{rm.T} \quad \text{lorsque } R_0 \text{ et } rm \text{ sont connus on a : } T = \frac{\ln.R_0}{rm}$$

c. Taux intrinsèque d'accroissement (rm) (intrinsic rate of increase)

C'est le nombre d'individus produits par femelle et par jour. Le calcul du taux intrinsèque de la population (rm) est donné par la relation suivante:

$$R_0 = e^{rm.T} \quad \text{lorsque } R_0 \text{ et } T \text{ sont connus on a : } rm = \frac{\ln.R_0}{T}$$

d. Temps de dédoublement(T_d)

C'est le temps mis par une population pour doubler son effectif. Elle est calculée par de la formule suivante:

$$T_d = \frac{\ln(2)}{rm}$$

d. Taux fini d'accroissement (λ)

Il s'agit d'un facteur de multiplication de la population d'origine à chaque période de temps. r_m étant connu, on peut écrire que la population s'accroît de ($\lambda = e^{r_m}$) fois dans l'intervalle de temps choisi, ici un jour. Du fait du recouvrement des générations, la difficulté consiste donc à déterminer avec la meilleure approximation la durée d'une génération en cours, de façon à décider du moment à partir duquel devrait commencer la génération suivante. C'est le taux de multiplication par femelle et par jour ou encore le taux d'accroissement de la population par unité de temps, obtenu par la formule suivante:

$$\lambda = e^{r_m}$$

4.2.2. Paramètres de développement

- Durée d'incubation des œufs
- Durée de développement larvaire (durée de chaque stade larvaire)
- Durée du stade chrysalide
- Longévité des Adultes
- Durée du cycle de vie

4.2.3. Paramètres de reproduction

Les paramètres de reproduction calculés pour l'*E. ceratoniae* par les dénombrements quotidiens d'œufs étaient: taux brut de fécondité, le taux brut de fertilité, le taux net de fécondité, le taux net de fertilité, les œufs pondus par femelle par jour et les œufs fertiles quotidiens par femelle sur différentes variétés a été estimé à l'aide des équations suivantes (Carey, 1993):

$$\text{Taux brut de fécondité} = \sum_{x=\alpha}^{\beta} M_x$$

$$\text{Taux brut de fertilité} = \sum_{x=\alpha}^{\beta} M_x h_x$$

$$\text{Taux net de fécondité} = \sum_{x=\alpha}^{\beta} L_x M_x$$

$$\text{Taux net de fertilité} = \sum_{x=\alpha}^{\beta} L_x M_x h_x$$

$$\text{Nombre d'œuf pondu par femelle et par jour} = \sum_{x=\alpha}^{\beta} M_x / (\varepsilon - \omega)$$

$$\text{Nombre d'œuf fertile pondu par femelle et par jour} = \sum_{x=\alpha}^{\beta} M_x h_x / (\varepsilon - \omega)$$

Où, L_x est le nombre de femelles vivant à l'âge x , M_x est le nombre moyen de descendants produits par les femelles à l'âge x et h_x est le taux d'éclosion, α est l'âge de la femelle lors de la première ponte et β est l'âge des femelles à la dernière ponte et $\varepsilon - \omega$ est la longévité des femelles.