

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE MINISTERE DE  
L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE  
UNIVERSITE SAAD DAHLEB DE BLIDA 1  
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE  
DEPARTEMENT DES BIOTECHNOLOGIES**

Projet de fin d'étude en vue de l'obtention  
Du Master II en sciences de la nature et de la vie  
Spécialité: Biologie des interactions plantes micro-organismes

**Etude du court-noué de la vigne dans les vignobles  
algériens**

**Présenté par :**

M<sup>elle</sup> Messaoudi Zineb

M<sup>elle</sup> Bensalem Halima

**Devant le jury composé de:**

M <sup>me</sup> HADJ SADOUK NEBIH D.	MCB	USDB1	Présidente
M <sup>me</sup> BELKAHLA H.	Professeur	USDB1	Promotrice
M <sup>me</sup> SABRI K.	MAA	USDB1	Examinatrice
M <sup>r</sup> IDRIS I.	Magister	USDB1	Invité

**ANNEE UNIVERSITAIRE 2015/2016**

## **REMERCIEMENTS**

*Avant tout, nous remercierons Dieu qui nous a donné la force et le courage nécessaire pour réaliser ce travail.*

*Au terme de ce travail, nous présentons nos vifs remerciements à Mme. Belkahla H. notre promotrice, pour sa patience, ses encouragements, ses conseils tout au long de la réalisation du mémoire.*

*Nous exprimons notre profonde gratitude à Mme. Nabih D. d'avoir accepté de présider le jury de ce mémoire, qu'elle trouve ici l'expression de notre profond respect.*

*Nos remerciements s'adressent aussi à Mme. Sabri K. et à Mr. Idris I. pour avoir accepté de faire partie du jury et d'examiner notre travail.*

*Nous adressons nos sincères remerciements à nos parents qui nous ont donné la volonté pour achever ce travail.*

*Nous tenons enfin à remercier M<sup>lle</sup>. Nassira, et Mr. Walid le technicien du laboratoire de virologie.*

## Etude du court-noué de la vigne dans les vignobles algériens

### Résumé :

Le virus du court noué [Grapevine *Fanleaf Nepovirus*, (*GFLV*)], le virus le plus répandu dans le monde et l'un des plus dommageable sur vigne. Il est transmis par *Xiphinema index* et *X. italiae*. L'objectif de cette étude était la détection du virus de la vigne, la recherche des nématodes vecteurs. Des prospections ont été effectuées au niveau de 4 stations: expérimentale de département de biotechnologie de Blida, Chebli (Blida), Tessala El-Mardja (Alger), Benchicao (Médéa). Les résultats des diagnostics Symptomatologiques ont révélés la présence de divers groupes de symptômes type (l'asymétrie du limbe, déformation des feuilles, bifurcation, aplatissement des sarments, croissance en zig-zig et raccourcissements des entrenœuds et double nœuds) dans la quasi-totalité des vignobles prospectés. Les résultats des analyses des échantillons des sols ont vérifié la présence du genre *Xiphinema* nématodes connues vecteurs potentiel du *GFLV* dans les régions et variétés prospectés à l'exception de la station expérimentale de biotechnologie de Blida

**Mots clés :** Vigne, *GFLV*, Nématodes, *Xiphinema*, Algérie, Médéa, Blida.

## Search of grapevine fanleaf in the Algerians regions

### **Abstract:**

Grapevine fanleaf Nepovirus (*GFLV*), the most common viruses in the world and one of the most damaging on vine. It is transmitted by *Xiphinema* index and *X. italiae*. The objective of this study was detection of the virus of the vine, research nematode vectors. Surveys were conducted at 4 stations: from experimental biotechnology department of Blida, Chebli (Blida), Tessala El-Mardja (Algiers), and Benchicao (Médéa). The results of symptomatological diagnoses have revealed the presence of various symptoms such groups (the asymmetry of the blade, leaf distortion, bifurcation, flattening shoots, growth zigzag and shortening of internodes and double knots) in almost of prospected vineyards. The results of soil sample analyzes have verified the presence of the genus *Xiphinema* nematodes known potential vectors *GFLV* in regions and varieties surveyed with the exception of the experimental station of biotechnology Blida

**Keywords:** Vine, *GFLV*, nematodes, *Xiphinema*, Algeria, Médéa, Blida

## دراسة العنب المروحي في مناطق زراعة الكروم في الجزائر

### ملخص:

الفيروس مروحي العنب [GFLV (virus fanleaf Grapevine)] منتشر في كل أنحاء العالم ويتسبب في خسائر معتبرة، و ينتقل بواسطة نوعين من النيماتودا الخنجرية الناقلة هما *Xiphinema index* و *X.* *Italiae*. الهدف من هذه الدراسة هو الكشف عن هذا الفيروس و البحث عن النيماتودا الخنجرية الناقلة له في مزارع الكروم. أجريت استفتاءات في 4 محطات للكروم : المحطة التجريبية الزراعية للبلدية،، تسالة المرجة (الجزائر) ، بن شكاو (المدية)، شبلي (البلدية) كشفت النتائج التشخيص وجود أعراض مختلفة مثل (التشعب تسطيح الفروع و النمو المتعرج تقصير السالميات، ازدواج العقد، تشوه الورقة و تباين في الأطراف) تقريبا في جميع كروم التنقيب. التحليل البيولوجي لجميع العينات التي تم جمعها من كل المحطات اظهرت نتائج ايجابية بالنسبة لمعظم العينات التي تم اختيارها. لقد أظهرت نتائج التحليلات عينة التربة وجود جنس *Xiphinema* في الكروم و الأصناف التي شملتها الدراسة باستثناء المحطة التجريبية الزراعية للبلدية.

**الكلمات المفتاحية:** *GFLV*، العنب ، النيماتودا، نيماتودا خنجرية، الجزائر المدية، البلدية.

## Table des matières

Résumé.....	
Abstract.....	
ملخص.....	
Remerciements.....	
Table des matières.....	
Liste des figures.....	
Liste des tableaux.....	
Liste des abréviations.....	
Introduction .....	01
<b>Chapitre 1 : Synthèse bibliographique</b>	
I.1. Etude de la plante hôte de court-noué.....	03
I.1.1. Origine et historique de la vigne .....	03
I.1.2. Taxonomie .....	03
I.1.3. Exigences climatiques.....	04
I.1.3.1. Lumière .....	04
I.1.3.2. Température.....	04
I.1.4. Morphologie.....	05
I.1.5. Situation de la viticulture.....	06
I.1.5.1. Place de la viticulture dans le monde.....	07
I.1.5.2. Place de la viticulture en Algérie.....	07
I.2. Maladies et ravageurs de la vigne vignes.....	07
I.2.1. Maladies.....	07
I.1.2.1. Maladies cryptogamiques.....	07
I.1.2.2. Maladies bactériennes.....	08
I.1.2.3. Maladie virale.....	09
I.2.2. Ravageurs.....	10
I.2.2.1. Phylloxera.....	10

I.2.2.2. Pyrale.....	10
I.2.2.3. Nématodes.....	10
II. Etude du virus du court-noué.....	10
II.1. Taxonomie des virus de la vigne.....	11
II.2. Virus de court-noué.....	14
II.2.1. Historique.....	14
II.2.2. Distribution géographique.....	14
II.2.3. Propriété biochimiques et moléculaire.....	15
II.3. Symptomatologie.....	17
II.3.1. Symptôme macroscopique.....	17
II.3.2. Symptôme microscopique.....	24
II.3.3. Gamme d'hôte.....	26
II.3.4. Moyens de transmission.....	26
III. Présentation du nématode-vecteur.....	27
III.1. Taxonomie et position systématique.....	27
III.2. Morphologie.....	28
III.3. Biologique.....	29
III.4. Principaux vecteur de nématode.....	30

## **Chapitre 2 : Matériel et méthode**

2.1. Sites prospectés.....	35
2.2. Méthodes d'échantillonnage.....	36
2.3.1. Diagnostic visuel direct.....	39
2.3.2. Détection biologique.....	39
2.4. Analyse nématologique des parcelles .....	41
2.4.1. Méthodologie .....	41
2.4.2. Extraction et dénombrement .....	41

## **Chapitre 3 : Résultats et discussions**

Résultats et discussions de la symptomatologie .....	45
Résultats du test biologique .....	52
Résultats et discussions de l'analyse nématologique.....	53

Conclusion et perspectives ..... 55

Annexe.....

Références bibliographiques .....



## Listes des figures

<b>Figure 01 :</b>	Classification des vitacées.....	4
<b>Figure 02 :</b>	Présentation des différents organes de la vigne.....	6
<b>Figure 03 :</b>	Répartition géographique mondiale de virus de court- noué.....	13
<b>Figure 04 :</b>	Diagramme de génome bipartite de <i>GFLV</i> de l'isolat français.....	15
<b>Figure 05 :</b>	Symptômes de malformations des rameaux Fanleaf.....	16
<b>Figure 06 :</b>	Fasciation sur les rameaux+présence d'un double nœud.....	17
<b>Figure 07 :</b>	Sinus pétiolaire élargi et dentelure acérée des feuilles.....	18
<b>Figure 08 :</b>	Taches chlorotique et déformations.....	18
<b>Figure 09 :</b>	Mosaïque jaune (taches) et déformation des feuilles.....	19
<b>Figure 10 :</b>	Exemple de mosaïque vert.....	19
<b>Figure 11 :</b>	Symptôme de mosaïque sur feuilles.....	20
<b>Figure 12 :</b>	Jaunissement total du rameau.....	20
<b>Figure 13 :</b>	Jaunissement totale de cep au sein d'un foyer de court noué.....	21
<b>Figure 14 :</b>	Feuille avec distorsion et chlorose.....	21
<b>Figure 15 :</b>	Symptômes du virus sur les feuilles.....	22
<b>Figure 16 :</b>	Symptôme de panachure ordinaire.....	22
<b>Figure 17 :</b>	Ramification anormale d'un rameau sur vigne infectée.....	23
<b>Figure 18 :</b>	Vigne infecté pare une souche déformante du <i>GFLV</i> .....	23
<b>Figure 19 :</b>	Symptômes microscopiques du cordon endocellulaire.....	24
<b>Figure 20 :</b>	<i>Xiphinema index</i> .....	28
<b>Figure 21 :</b>	Morphologie de l'espèce <i>Xiphinema index</i> .....	30
<b>Figure 22 :</b>	Morphologie de l'espèce <i>Xiphinema italiae</i> .....	31
<b>Figure 23 :</b>	Mécanisme d'inoculation du virus par le nématode.....	32
<b>Figure 24 :</b>	Localisation des sites de rétention du virus chez les nématodes Vecteurs.....	33
<b>Figure 25 :</b>	Vignoble de la station de Tessala-El-Merdja.....	34
<b>Figure 26 :</b>	Vignoble de la station expérimentale de département d'Agronomie	35
<b>Figure 27 :</b>	Vignoble de la station d'ITAFV de Ben Chicao.....	35
<b>Figure 28 :</b>	Vignoble de la station de chebli.....	36
<b>Figure 29 :</b>	Schéma d'échantillonnage aléatoire.....	37
<b>Figure 30 :</b>	Echantillons de feuilles et sarment prélevé.....	37
<b>Figure 31 :</b>	Prélèvements des échantillons de sol.....	38
<b>Figure 32 :</b>	Echantillons du sol prélevé.....	39
<b>Figure 33 :</b>	Préparation des pots .....	40

<b>Figure 34 :</b>	Etapes d'inoculation mécanique à des hôtes herbacés.....	40
<b>Figure 35 :</b>	Le matériel d'extraction.....	41
<b>Figure 36 :</b>	Les étapes d'extraction.....	42
<b>Figure 37 :</b>	Le Passage actif des <i>Xiphinema sp</i> .....	43
<b>Figure 38 :</b>	Le dénombrement des <i>Xiphinema sp</i> .....	44
<b>Figure 39 :</b>	Symptômes de doubles nœuds.....	45
<b>Figure 40 :</b>	Symptômes de raccourcissement des entre-nœuds.....	46
<b>Figure 41 :</b>	Croissance en Zigzag et raccourcissement des entre-nœuds.....	46
<b>Figure 42 :</b>	Symptôme d'aplatissement des rameaux.....	47
<b>Figure 43 :</b>	Symptômes de bifurcation anormale des rameaux.....	47
<b>Figure 44 :</b>	Symptômes de déformations et modification de l'aspect du limbe.	48
<b>Figure 45 :</b>	Panachure ordinaire du limbe.....	49
<b>Figure 46 :</b>	Symptôme d'indentation des feuilles.....	49
<b>Figure 47 :</b>	Symptômes de jaunissement.....	50
<b>Figure 48 :</b>	Symptômes d'anomalies sur les grappes.....	51
<b>Figure 49 :</b>	Morphologie du <i>Xiphinema</i> au microscope optique.....	53
<b>Figure 50 :</b>	Abondance globale des nématodes <i>Xiphinema sp</i> dans les stations.....	53
<b>Figure 51 :</b>	Abondance globale des nématodes <i>Xiphinema sp</i> en fonction des cépages.....	54

## Liste des tableaux

<b>Tableau 01 :</b>	Représentation de la production vitivinicole en Algérie en 2012...	7
<b>Tableau 02 :</b>	Classification des virus de la vigne.....	12
<b>Tableau 03 :</b>	<i>Familles, genres, espèces attaquent la vigne.....</i>	12
<b>Tableau 04 :</b>	Principales plantes hôtes du court noué.....	25

## LISTE DES ABREVIATIONS

### A. Virus

- AMV: Alfalfa mosaic virus.*  
*ArMV: Arabis mosaic virus*  
*BBWV: Broad bean wilt virus.*  
*BMV: Bratislava mosaic virus*  
*CMV: Cucumber mosaic virus*  
*GALV: Grapevine Algerian latent virus*  
*GBLV: Grapevine Bulgarian latent virus*  
*GFLV: Grapevine fan leaf virus*  
*GLRV: Grapevine leafroll associated viruses*  
*GPLV: Grapevine line pattern virus*  
*GVA: Grapevine virus A*  
L.L.N: lésions locales nécrotiques  
L.LC: Lésions locales chlorotiques.  
Mo: Mosaïque  
*PVX: Potato X virus*  
*RRSV: Raspberry ring spot virus*  
*TBRV: Tomato blackring virus*  
*TMV: Tomato mosaic virus*  
*TNV: Tobacco necrosis virus*  
*TSWV: Tomato spotted wilt virus*

### B. Vecteurs

- X. index: Xiphinema index*  
*X. italiae: Xiphinema italiae*  
*X. amiricanum: Xiphinema amiricanum*  
*X. mediteranum: Xiphinema mediteranum*  
*X. turcicum: Xiphinema turcicum*  
*L. elangatus: Longidorus elangatus*

### C. Plants

- v.rotundifolia: vitis rotundifolia*  
*v.amurensis : vitis amurensis*

*v.larbrusca* : *vitis larbrusca*

*v.rupestris* : *vitis rupestris*

*V.vinifera* : *vitis vinifera*

*V. riparia*: *Vitis riparia*

*V. berlandieri*: *Vitis berlandieri*

*C.amaranticolor*: *Chenopodium amaranticolor*

*C. quinoa* : *Chenopodium quino*

#### **D. Divers**

ADN : Acides désoxyribonucléique

ARN: Acide ribonucléique

ARN sat : ARN satellite

ARNsb : ARN simple brin

CP : Protéine capsid

Cyst: Cystéine

DAS- ELISA: Double anti body sandwich ELISA

DO: Densité optique

ELISA: Enzyme linked immune sorbent assay.

FAO: Food and Agriculture Organization

Glu: Acide glutamique

Gly: Glycine

KDA: kilo dalton

ORF: Open Reading frame (Cadre ouvert de la lecture)

PCR: Polymérase Chain réaction (réaction en chaîne de polymérisation)

Poly (A): Poly –adenosine

SAU: Surface Agricola Utile

TAS- ELISA: Triple antibody sandwich enzyme linked immuno sorbent Assay

VPg : Virion protéine génome linked (protéine liée au génome viral).

## Introduction

La vigne est connue depuis longtemps, c'est une vieille culture consommée par l'homme, son origine se confond avec l'histoire des végétaux. La viticulture est répartie dans le monde entier (Europe, Afrique, Asie, et en Amérique). En Algérie, elle occupe une place très importante ; Non seulement sur le plan économique mais aussi sur le plan social. La culture couvre dans le monde aujourd'hui près de 8 millions d'ha et continue de s'étendre à raison d'un accroissement continu de la consommation, de 4,5% en moyenne au cours des dix dernières années (2001-2011), (**Martin et Voisin, 2006**), (**Anonyme, 2011**). Elle a marqué une réduction du rendement et de superficie de manière graduelle et régulière depuis 1962 (**Anonyme, 1984**) à cause des arrachages des vignes de cuves pour les substituer par des cultures stratégiques, l'âge de cépages, mauvais entretien, et surtout les maladies fongiques, bactériennes et virales. Les maladies à virus sont non négligeables, car elles sont en mesure de limiter le rendement et la longévité des vignobles qui sont parfois catastrophiques, et même lorsque l'infection est apparemment peu grave. Elles peuvent souvent diminuer la quantité et la qualité de la récolte.

Les viroses de la vigne tiennent leur gravité de leur caractère chronique chez les plantes ayant été contaminées une première fois, le virus se généralise et se transmet à tous les descendants végétatifs (bouture, greffon, porte greffe). Elles sont répandues partout avec l'extension de cette culture à travers toutes les régions du monde à climat tempéré et méditerranéen et à la faveur des échanges commerciaux et scientifiques (**Martelli, 1987**). Certains d'eux elles se propagent par inoculation mécanique, voies végétatives (greffes, graines), et d'autres se transmettent par vecteurs qui peuvent être des insectes, champignons, plantes parasites et par nématodes. Ces derniers sont les plus répandues dans le monde et causent des dégâts considérables (**Galet, 1977**)

Parmi les maladies transmises par nématodes, le court noué est la virose la plus importante des maladies virales de la vigne; Du fait de sa large répartition dans le monde, en agissant à la fois sur le rendement et sur la longévité des ceps. Son infection peut produire une destruction rapide des ceps atteints, ou un dépérissement lent s'étendant sur plusieurs années **(Bovey, 1973)**.

En Algérie, les travaux de recherche sur ce sujet ont signalé des cas graves du *GFLV* sur plusieurs variétés de vigne à l'ouest et au centre du pays, Hadji (1991), Ait Tayeb (1994) et Melouk (2001) dans la région de la Mitidja, Tabouche (2004), Lecheb (2004), Khenchelaoui et Guenane (2014), Brada et Tamaoucht (2015).

Les objectifs de notre travail ont consisté à:

- Analyse symptomatologique
- Détection biologique
- Recherche et identification du *Xiphinema* nématode vecteur du *GFLV*.

### I.1. Données sur la plante hôte du court noué

#### I.1.1. Origine et historique de la vigne

Les hommes cultivent la vigne depuis longtemps. Elle semble originaire des régions chaudes du bassin méditerranéen (**Dubois & Deshaies, 1997**). Les plus anciens fossiles de *Vitacées* remontent à la fin du Crétacé (il y a environ 100 millions d'années) et au début du tertiaire (65-1.8 millions d'années). De nombreux fossiles datent du Miocène (à peu près 23,5 -5,3 millions d'années). C'est la région caucasienne qui est le lieu d'origine de *Vitis vinifera*, où l'influence climatique de la mer caspienne favorisa la conservation d'une variété remarquable qui donna naissance aux vignes que l'on connaît actuellement (**Villa, 2005**). L'Algérie doit ses premiers plants de vignes aux Phéniciens.

La culture de la vigne s'est développée intensément durant la période coloniale, devenant une des grandes richesses du pays. Jusqu'à son indépendance en 1962, l'Algérie était considérée comme faisant partie du territoire français et sa production *viti-vinicole* était régie par la même réglementation que celle de la métropole. La France importait alors jusqu'à 14 millions d'hectolitres de vin produit sur le sol algérien. En 1962, l'Algérie se retrouvait donc avec une superficie plantée en vignes à vin voisine de 350 000 ha, dont le potentiel de production pouvait atteindre 14 millions d'hectolitres de vin. Au contraire, les vignes à raisin de table étaient peu développées 4000 ou 5000 ha avec une production approximative de 200 000 quintaux/ha de raisin (**Aouf, 1972**).

#### I.1.2. Taxonomie

La vigne est une plante sarmenteuse, vivace qui peut demeurer plusieurs dizaines d'années dans des conditions normales de culture (**Galet, 1993**). Elle a des graines (spermatophyte), ligneuses et grimpantes grâce à ses vrilles. Elle appartient à la classe des *dicotylédones* (Ampélidacées) (**Mario, 1996**), à la famille des *Vitacées* à l'ordre des *Rhamnales* lui-même divisé en neuf genres dont le genre *Vitis*. Ce dernier est séparé en deux sous-genres qui sont *Muscadinia* et *Euvitis* (Vraies vignes).

La quasi totalité des vignes cultivées fait partie des *Euvitis* qui se divisent en trois groupes : eurasiatique (ne comprend qu'une seule espèce (*Vitis*



*vinifera*), asiatique et américain (Fig. 1) (Halgand, 2009).

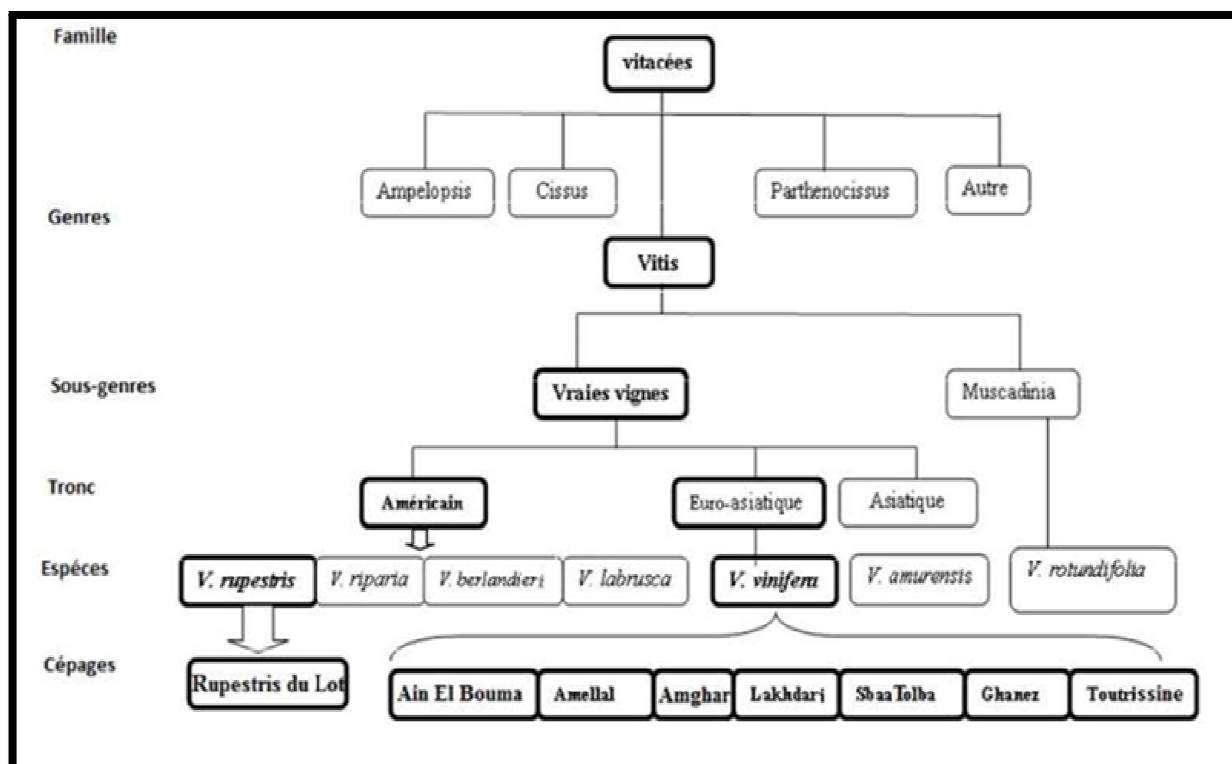


Figure 1 : Classification des vitacées (Reynier, 2007).

### I.1.3. Exigences climatiques

Selon (Briche, 2011) pour se développer, la vigne a besoin d'un climat favorable avec notamment des exigences quant au rayonnement solaire, à la température et également à l'eau

#### I.1.3.1. La lumière

Selon (Gallet, 2000), la vigne est une plante héliophile qui exige donc des climats lumineux, car ses fleurs nouent mal à l'ombre ou par temps brumeux. Ainsi les années de grande insolation donnent des raisins sucrés, peu acides et inversement, cependant les excès de lumière dans les pays méditerranéens et de chaleur nuisent à la qualité des produits en donnant des raisins insuffisamment acides. D'après (Simon et al., 1992), la vigne est une plante de jour long, qui nécessite un ensoleillement entre 1500 et 1600 heures/ an.

### I.1.3.2. La température

La température joue un rôle primordial : en effet, le développement optimal de la vigne est limité par des seuils thermiques aux différents stades du cycle végétatif, notamment d'avril à septembre quand la vigne est active (**Briche, 2011**).

Dès la sortie de dormance, au moment du débourrement, seules les températures dites actives sont prises en compte. Sont considérées comme « actives » les températures supérieures ou égales à 10°C considérées comme le zéro de végétation (**Huglin, 1986; Galet, 2000 ; Briche, 2011**).

### I.1.4. Morphologie

La vigne est une plante pérenne à port grimpant. Elle présente plusieurs formes morphologiques (fruits, fleurs, feuilles, rameaux) (Fig.2) (**Viala et Vermorel, 1910 ; Galet, 1993**). Les rameaux ligneux, appelés sarments, taillés en hiver, peuvent atteindre dans la nature de très grandes longueurs allant jusqu'à 3 mètres et sont capables de se fixer grâce aux vrilles dont ils sont pourvus (**Carbonneau et al., 2007**). Les feuilles ont une distribution alternée et sont pétiolées avec cinq nervures palmées. Elles possèdent un sinus pétiole et sont plus ou moins découpées, constituées d'un ou plusieurs lobes plus ou moins découpés. Les fleurs sont à 5 pétales, petites, de couleur verte, formant des inflorescences en grappe (**Viala et Vermorel, 1910 ; Galet, 1993**). Les fruits mûrs sont des baies de forme et de couleur variables. Ils sont blancs, jaunâtres, violets ou noirs, et presque toujours noirs à l'état sauvage (**Carbonneau et al., 2007**).



**Figure 2** : Présentation des différents organes de la vigne  
(Viala et Vermorel, 1910 ; Galet, 1993).

### I.1.5. Situation de la viticulture

#### I.1.5.1. Place de la viticulture dans le monde

La vigne est l'une des espèces fruitières les plus cultivées dans le monde en termes de surface et de valeur économique (Vivier et Pretrius, 2002). Sa culture s'étend sur les cinq continents avec une superficie d'environ 8 millions d'ha. La majorité des surfaces viticoles mondiales sont situées en Europe (57.9%), le reste étant réparties entre l'Asie (21.3%), l'Amérique (13,0%), l'Afrique (5,2%) et l'Océanie (2,7%), ( Anonyme , 2007).

La production mondiale des raisins (consommation directe, séchage) est estimée approximativement à 12 millions de tonnes. Environ 18% (2,2 millions de tonnes) sont acheminés vers les marchés extérieurs. Les exportations sont caractérisées par une forte concentration géographique. Les plus grands pays producteurs sont l'Italie, la Chine et les USA. Ce dernier est en même temps un grand importateur après de l'Allemagne et du royaume Uni, qui importent surtout des raisins secs (Aigerin, 2003 ; Anonyme, 2007). Les pays méditerranéens viennent en tête dans l'importance des surfaces viticoles avec une superficie de 6000 000 ha.

### I.1.5.2. Place de la viticulture en Algérie

En Algérie, la viticulture occupe une superficie de 99432 ha et présente 12% de surface agricole utile (SAU) occupée par les plantations. Elle constitue la 4<sup>ème</sup> culture pérenne sur le plan de surface et représente le 2ème poste à l'exportation (**Gaffarel, 2004, Saraoui, 2006 et Birebent, 2007**).

Compte tenu du climat, du terroir disponible et de l'expérience agricole acquise par la profession, la viticulture a sa place en Algérie. Dans beaucoup de zones et notamment au centre et à l'ouest du pays.

La plus importante production est réalisée dans la région centre (75%), environ 25% à l'Ouest et elle est très faible à l'Est du pays. Les vignobles en production sont relativement âgés. La conduite se fait généralement de manière extensive (**Toumi, 2006**).

Les productions en 2012 et les moyennes des productions sur les dix années précédentes sont présentées dans le tableau suivant :

**Tableau 1 :** Représentation de la production vitivinicole en Algérie en 2012 (**Anonyme, 2012**).

An	2012	Moyenne sur 10 ans (2002-2012)
Produit (cantal)		
Raisins de table	5.174.536	4.320.558
Raisins de cuve	785.430	545.693
Raisins secs	4.2615	3.540
Production de vin (hi)	149.710	242.385

### I.2. Maladies et Ravageurs de la vigne

La vigne est confrontée à plusieurs maladies affectant les racines, il existe des maladies fongiques, bactérienne, virales et autre (**Blouin, 2005**).

### I.2.1. Maladies

#### I.2.1.1. Maladies cryptogamiques

D'après (Galet ,1977) à coté des grandes maladies cryptogamiques de la vigne qui causent des dommages dans la plupart des vignobles du monde, il existe d'autres champignons plus ou moins étudiés qui peuvent se rencontrer sur les vignes cultivées ou les Vitacées sauvage.

##### A. Mildiou

Le Mildiou (*Plasmopara viticola*) est une maladie présente partout dans le monde où la vigne est cultivée et où les conditions climatiques sont favorables à son développement. L'agent responsable, est observable à l'œil nu. Il provoque des pertes de récolte, des problèmes de maturation et d'affaiblissement de la souche (Galet, 1995).

##### B. Oïdium

L'Oïdium (*Uncinula necator*) est une maladie fongique de la vigne présente dans tous les vignobles avec des intensités différentes selon les régions et les cépages. C'est la maladie de la vigne la plus répandue dans le monde. Tous les organes herbacés sont sensibles. Les plaies occasionnées constituent des portes d'entrée potentielles à d'autres agents infectieux (Dubos, 1999).

##### C. Pourriture grise

Cette maladie est causée par le *Botrytis cinerea* dont le développement sur le raisin peut être explosif si les conditions météorologiques lui sont favorables ou si les baies sont réceptives. Ce champignon peut attaquer tous les organes de la vigne mais surtout les grappes à l'approche de la maturité (Galet, 1995).

##### D. Pourriture noire

La pourriture noire est une maladie indigène de l'Amérique du Nord causée

par *Guignardia bidwellii*. La vigne est particulièrement sensible au printemps lors des périodes de forte croissance. La pourriture noire affecte les organes en croissance (feuilles, pétioles, vrilles et tiges) et les baies (**Odile et al., 2009**).

### I.2.1.2. Maladies bactériennes

Plusieurs maladies bactériennes ont été signalées dans la littérature, soit sur les feuilles ou sur les grappes (**Galet, 1977**).

#### A. Tumeur du collet

La tumeur du collet est une maladie causée par *Agrobacterium vitis*. La maladie est présente dans plusieurs vignobles et est difficile à contrôler. La bactérie responsable est disséminée par le matériel de multiplication (**Odile et al., 2009**).

#### B. Nécrose bactérienne

C'est une maladie fugace qui se manifeste d'une manière cyclique. Elle peut entraîner des pertes importantes de récolte dans les parcelles les plus touchées. Cette maladie est provoquée par *Xylophilus ampelinus*, qui se conserve sur les bois vivants mais aussi pendant 5 à 6 mois sur les bois de taille laissés sur le sol (**Reynier, 2007**).

### I.2.1.3. Maladies virales

Les maladies à virus la plus fréquente retrouvée dans tous les vignobles du monde sont le *GFLV* (Grapevine Fanleaf Virus) ou court noué et *GLFV* (Grapevine Leafroll virus) ou l'enroulement.

#### A. Enroulement des feuilles

Les virus de l'enroulement sont des *Closterovirus* transmis par le bois et les plants de vigne lors de la multiplication végétative et par les cochenilles farineuses. Le plus fréquent et le plus grave est le *GLRaV* (*Grapevine Leafroll associated Virus*), qui provoque une modification du métabolisme des sucres et intervient donc en réduisant la maturation et l'aoutement (**Reynier, 2007**).

### B. Court noué

Le court-noué est une maladie considérée comme la maladie poubelle parce que toutes les affections d'origine inconnue étaient rassemblées sous ce nom générique et il a fallu de nombreuses observations pour trier tous ces symptômes (**Galet, 1977**). Deux népovirus (virus transmis par des nématodes) sont à l'origine de cette maladie : le *GFLV* (Grapevine Fanleaf Virus) et l'*ArMV* (Arabis Mosaic Virus) (**Walter & al., 2000**), (**Reynier, 2007**). Les virus de court-noué sont des parasites obligatoires et ils ne peuvent se multiplier que dans les cellules vivantes de leurs hôtes (**Reynier, 2005**).

### I.2.2. Ravageurs

#### I.2.2.1. Phylloxera

Le phylloxéra est un insecte qui fut signalé sur la vigne par Asa Fitch aux Etats-Unis en 1854 (**Galet, 1982**). Cet insecte est un puceron de la famille des *Aphididae*. En France, Planchon l'avait appelé *Phylloxera vastatrix* (**Girard, 2001**). Les dégâts varient selon la nature de sol et la sensibilité des vignes. Presque tous les pays viticoles sont phylloxérés, le phylloxera a été identifié en Algérie en 1879 (**Galet, 1991**). Les dégâts sont estimés de 30 à 60% (**Blouin 2005**).

#### I.2.2.2. Pyrale

La pyrale fut découverte en 1786 à Paris, elle n'a pas une grande importance économique, mais peut être occasionnellement très nuisibles (**Simon et al., 1992**). La pyrale hiverne sous les écorces à l'état de très petites chenilles enveloppées dans un cocon et se développe très rapidement et atteint sa taille définitive en juin à une température de 25-30°C. La pyrale n'a qu'une génération par année (**Galet, 1982**).

#### I.2.2.3. Nématodes

Les nématodes sont des animaux vermiformes, le plus souvent microscopiques et forment sur les racines des nodules qui ont l'aspect de galles. On les retrouve pratiquement dans tous les milieux, à la fois sous forme de parasites ou d'organismes libres. Peuvent causer de graves dégâts de par leur capacité à

transmettre des virus, à l'arrachage plusieurs symptômes sont constatés permettant de les identifier. Sur les souches malades, la végétation diminue sensiblement. Pendant plusieurs années, ces pieds malades produisent des grappes de plus en plus réduites avec de petits grains qui mûrissent de moins en moins (**Galet, 1993 , Dubos, 1999**).

### II. Etude du virus du court-noué

Les maladies virales jouent un rôle important en viticulture, car elles sont en mesure de limiter le rendement et la longévité des vignobles dans des proportions qui sont parfois catastrophiques. Elles peuvent souvent diminuer suffisamment la qualité et la quantité de la récolte, peut aller jusqu'à 60 % (**Martelli, 1987**). Parmi les nombreuses viroses qui pouvant affecter la vigne, le court noué est certainement le plus répandu et l'un des plus dommageables. Il est présent dans tous les vignobles du monde et est provoqué par le *GFLV* transmis au niveau des racines par des nématodes. Ce virus provoque la dégénérescence infectieuse, dans la plupart des vignobles européens, il peut être responsable du dépérissement dans les régions Nord en Amérique (**Walter,2000**).

#### II.1.Taxonomie des virus de la vigne

Les virus infectant la vigne appartiennent à deux groupes -Le premier groupe est composé de virus appartenant à des genres regroupant en cinq familles : *Bunyaviridae*, *Bromoviridae*, *Closteroviridae*, *Comoviridae* et *Tombusviridae*.

Ces familles sont constituées d'un ARN simple brin, pour les quatre familles, de forme soit isométrique ou filamenteuse, et se caractérisent par un ARN simple brin non enveloppé. Les membres de la famille des *Bunyaviridae* ont des particules sous forme Parasphérique avec un ARN monocaténaire enveloppé (**Martelli, 2000**). Le deuxième groupe se compose des virus appartenant à cinq genres non-assignés à des familles. Les particules virales sont soit isométriques, filamenteuses ou en bâtonnets, à génome bipartite constitué de deux ARN simples brin sans enveloppe (Tableau 2.1) (**Regenmortel et al., 2000**).



La plupart des virus de la vigne ne sont pas spécifiques à cette culture sauf: *GFLV*, *GRLV*, *GALV*, *GLPV*, *GVA* et *GLBV*. Ces virus appartiennent à des familles et des genres différents (**Tableau 2**).

**Tableau 2:** Classification des virus de la vigne (**Martelli, 2000**). (**Annexe**)

**Tableau 3 :** Familles, genres, espèces attaquent la vigne et d'autres familles de plantes (**Martelli, 1997**). (**Annexe**)

## II.2. Virus du Court noué de la vigne *GFLV*

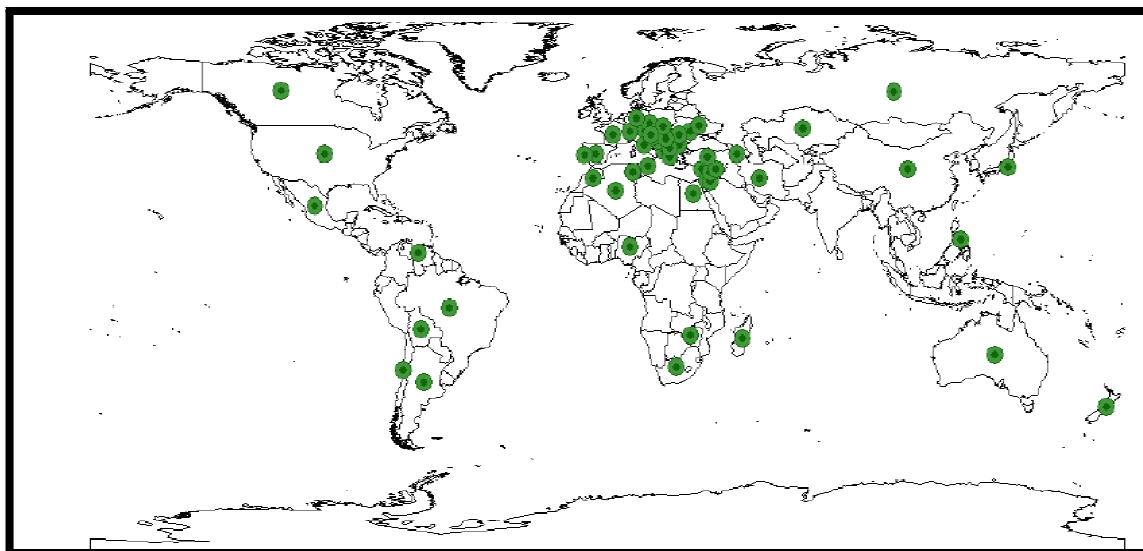
### II.2.1. Historique

Le court -noué est la maladie à virus de la vigne la plus connue et sans aucun doute celle dont on admet l'existence depuis fort longtemps (**Hewitt, 1970**). Ce dernier pense que le virus du court -noué a une origine dans l'ancienne Perse. Des le 19<sup>ème</sup> siècle, le court noué était décrit sous le nom de «*Ronct*» et ainsi que sous plusieurs noms:

- *Grapevine Gable virus*
- *Grapevine roncet virus* (**Viala, 1893**)
- *Grapevine court -noué virus*
- *Grapevine arricciamento virus* (**Pantaneli, 1910**)
- *Grapevine degenerazione infettiva virus* (**Petri, 1918**)
- *Grapevine urticado virus*. (**Dias, 1950**)

### II.2.2. Distribution géographique

Le court noué est une maladie à répartition mondiale (**Martelli, 1987**). En dehors des pays d'Europe du bassin méditerranéen, le court noué a été signalé en Afghanistan, Algérie, Malte, Tunisie et en Turquie (fig. 3) (**Walter, 2000**).



**Figure 3:** Répartition géographique mondiale de virus de court- noué  
(Anonyme, 2010).

### II.2.3. Propriétés biochimiques et moléculaires

La structure du *GFLV* est isométrique de 30 nm diamètre (Martelli, 1997). L'acide nucléique est un ARN simple brin, linéaire, en sens positif. Le génome viral est bipartite. Il est constitué de deux molécules fonctionnelles d'ARN, un ARN-1 long et un ARN-2 court de poids moléculaire de  $2.4 \times 10^6$  et  $1.4 \times 10^6$  respectivement (Quacquarelli *et al.*, 1976 ; Pinck *et al.*, 1988). Il a été démontré que les caractères des *Nepovirus* sont déterminés par l'ARN-1 et d'autres par l'ARN-2 (Taylor et Brown, 1997).

Des travaux ont démontré la présence d'une protéine liée au génome [Virion protéine génome linked (VPg)] composée de 24 nucléotides de poids moléculaire de 2.9 kDa liée de façon covalente à l'extrémité 5' terminal de l'ARN-1 et l'ARN-2 (Pinck *et al.*, 1988) , et une queue poly adénosine [poly (A)] liée à l'extrémité 3' terminal (Serghini *et al.*, 1990 ,Ritzenthaler,1991 ) (Fig.4) Le génome de l'isolat français F1 3 a été complètement séquencé (Serghini *et al.*, 1990, Ritzenthaler,1991 ). Ainsi qu'une partie de l'ARN-2 de l'isolat australien et californien (Brandt et Himmler, 1995, Sanchez *et al.*, 1991).

**ARN-1.** Cet ARN possède une longueur de 7342 nucléotides et contient un seul cadre ouvert de lecture [Open Reading frame (ORF)] de 6855 nucléotides allant de 243 à 7097 nucléotides. La poly protéine codée par cet ORF contient 2284 acides aminés d'un poids moléculaire de 253000 Da. La structure primaire de la poly protéine, de la région 3' à 5' terminal, se compose une protéine de type ARN dépendant ARN polymérase (1E) ayant un poids moléculaire de 92000 Da 2, suivie d'une protéase cystéine (1D) de 25000 Da (**Margis et al., 1991 ; Pinck ,1998**). Les activités différentielles protéolytiques des précurseurs et des formes matures de la région 1D protéinase aux sites de clivages Arg /Gly, Cyst /Ala et Gly/ Glu ont été identifiés (**Margis et al., 1994**). La protéine VPg (1C) avec un poids moléculaire de 29000 Da (**Pinck, 1998**). Est suivie d'une protéine 1B de 88000 Da contenant une chaîne de nucléotides attachée et une protéinase cofactorielle (**Ritzenthaler, 1991**). 1A est une protéine de 46000 Da située à la partie N- terminal (**Margis et al., 1994**).

**ARN-2.** La longueur totale est de 3774 nucléotides, codant un seul produit d'un poids moléculaire 131000 Da (3330 nucléotides). Cette poly protéine possède trois produits finaux (**Ritzenthaler et al., 1995**).

A partir de C- vers le N-terminal, la structure primaire de cette poly protéine inclue: Une protéine capsid (CP) 2C produite dans le site de clivage protéolytique Alg/ Gly entre le nucléotide 680 et 681, et contient 504 acides aminés d'un poids moléculaire de 56019) (**Serghini et al., 1990**).

### Les satellites

L'isolat français du *GFLV* comporte un ARN satellite linéaire (satRNA). (**Pinck et al., 1988**). Le sat RNA est constitué de 1114 nucléotides codant un grand polypeptide hydrophile d'un poids moléculaire de 37275 Da. Il présente une structure terminale à ses extrémités 5 'et 3 ' identique à celle des 2 ARNs génomiques (même taille de VPg et de poly (A) (Fig.2.2). La séquence codée est précédée de 14 nucléotides contenant la séquence consensus UG/ UGAAAAU /AU /AU /A identique à celle décrite dans les ARNs du génome du virus assistant et dans plusieurs autres *Nepovirus*. Cette séquence est suivie de la

région 3 'terminal non codante constituée de 74 nucléotides. Cette séquence ne présente aucune homologie avec les ARNs génomiques de cette espèce (Fuchs *et al.*, 1989).

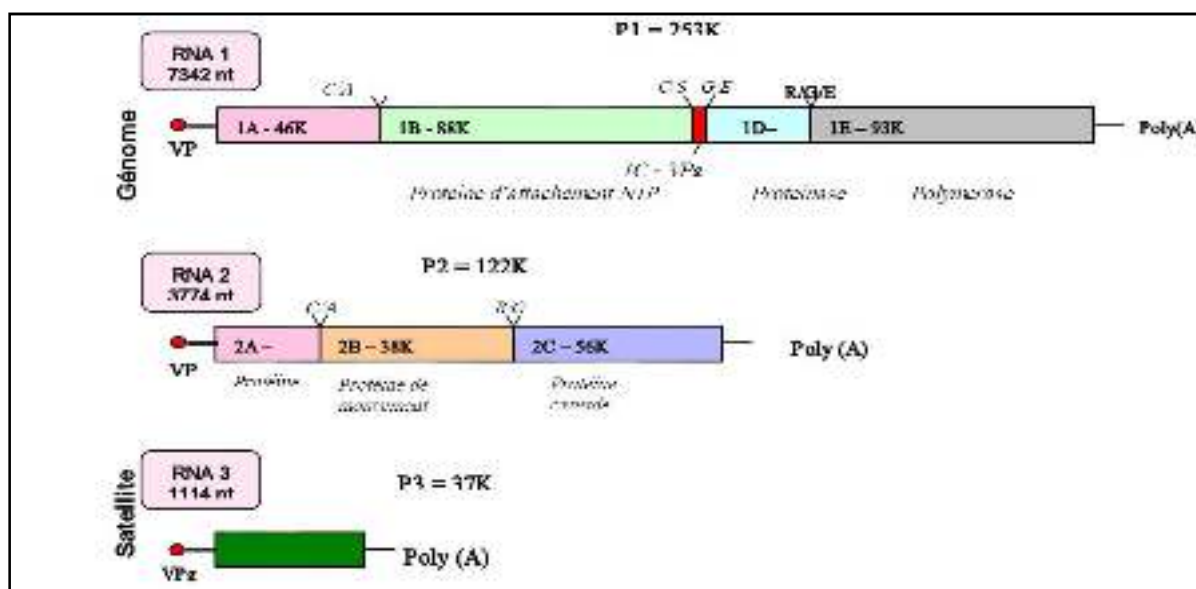


Figure 4 : Diagramme de génome bipartite de GFLV de l'isolat français (Walter *et al.*, 2001).

## II.3. Symptomatologie

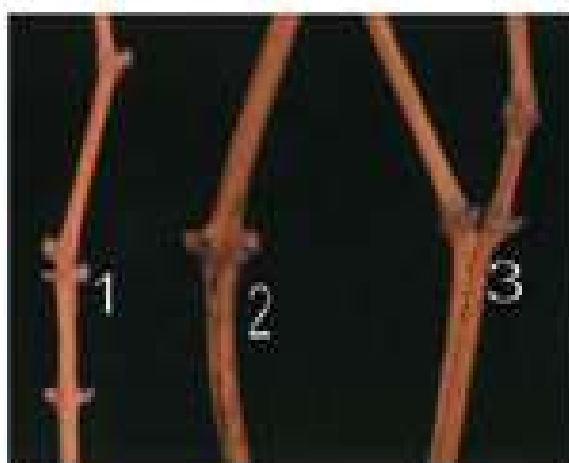
### II.3.1. Symptômes macroscopiques

La symptomatologie de la maladie du court-noué est très variée. De nombreux facteurs influent sur la nature et la sévérité des symptômes, en commençant par le cépage et l'espèce de porte-greffe. La nature de l'isolat virale est également prédominante. De nombreuses autres facteurs comme le climat, la structure des sols, les méthodes culturales ont eux aussi une influence sur la symptomatologie. Pour illustrer la complexité et la diversité des symptômes nous pouvons citer un extrait du précis de viticulture de (Galet, 1977) qui écrit que la court-noué avait été « la maladie poubelle » puisque « toutes les affections d'origine inconnue étaient rassemblées sous ainsi et faire la part de ce qui revenait à la carence en bore, aux gelées, à la chlorose, au rougeau, à la flavescence dorée l'influence de l'humidité, etc. de ce qui constituait les

symptômes vrais des viroses ». Les symptômes se manifestent sur les divers organes de la vigne infectée

### **II.3.1.1. Sarments**

Raccourcissement et déformation des entre-nœuds, double nœuds, fasciation (la fasciation consiste en une morphogénèse anormale des tiges qui perdent leur symétrie radiale et s'aplatissent en une bandelette symétrique par rapport à un plan). Les rameaux ont une croissance en zigzag (Fig.5) (Halgand, 2009).



**Figure 5** : Symptômes de malformations des rameaux Fanleaf (Bovey et al., 1980)

- 1-Raccourcissement des entre nœuds
- 2-Double nœuds
- 3 -Fasciations du rameau



**Figure 6** : Fasciation sur les rameaux+présence d'un double nœud  
(Anonyme, 2005)

### II.3.1.2.Feuilles

#### **A. Réduction de la surface des feuilles et déformation**

Sinus pétiolaire (jonction entre le limbe et le pétiole) élargi et nervures primaires (on principale) rapprochées donnant a la feuille l'aspect d'un éventail. Cette comparaison a donné son nom au virus responsable de la maladie, « fan » ayant pour sens « éventail » en anglais. Fanleaf signifie donc feuille en forme d'éventail (on trouve parfois dans la littérature l'expression de feuilles en palmettes).Le limbe est également atteint et devient asymétrique avec une exagération de la dentelure. Les dents deviennent plus aiguës et plus profondes. On parle de dentelure acérée des feuilles (Fig. 7) (Halgand, 2009).



**Figure 7:** Sinus pétiolaire élargi et dentelure acérée des feuilles  
(Martelli et Boudon, 2006).

### **B. Modification de la couleur du limbe**

Ces anomalies sont de différents types dépendants beaucoup de la souche virale et du cépage .Elles ont pour origine un manque de chlorophylle dû aux altérations métaboliques entraînées par le virus. On regroupe ce type de modification de couleur sous le terme générique de chlorose ou hypochlorophyllose. Lorsque la chlorophylle est totalement absente, on obtient généralement une jaunisse due a la révélation de la couleur des carotènes et des xanthophylles (ce sont des pigments).Les chloroses du court-noué présentent différents aspect : jaunissement totale, panachure réticulée, ou bien encore taches annulaires chlorotiques et mosaïques. (Fig. 8) (Halgand, 2009).



**Figure 8 :** Taches chlorotique et déformations provoqué par une souche déformante du GFLV (Martelli ,1993)

### C. Mosaïques

Ce terme désigne en phytopathologie l'alternance de zones de coloration verte et de zones jaunes ou chlorotiques. Le court-noué peut provoquer tous les types de mosaïques jaunes (fig. 9) (Halgand, 2009).



**Figure 9** : Mosaïque jaune (taches) et déformation des feuilles par une souche déformante d'un Nepovirus européen (Martelli et Boudon, 2006).

On peut également trouver des mosaïques vertes avec alternance de zones vertes claires et vertes foncées (Fig.10, 11) (Halgand, 2009).



**Figure 10** : Exemple de mosaïque vert (deux feuilles de droite) et taches ou lignes chlorotiques (feuilles de droite) élargissement du sinus pétiolaire est remarquable (Martelli, 1993).





**Figure 11:** Symptôme de mosaïque sur feuilles (Galet, 1999).

#### **D- Jaunissement total**

Dans le cas d'une infection par le court-noué le jaunissement total de la plante correspond à une couleur que l'on qualifie de jaune chrome. Cette couleur est assez spécifique de la (Fig. 12,13) (Halgand, 2009).



**Figure 12 :** jaunissement total du rameau printanier d'une vigne infecté par une souche chromogène du GFLV (Martelli et Boudon, 2006)



**Figure 13 :** Jaunissement totale de cep au sein d'un foyer de court-noué  
(Martelli ,1993).

#### **E- Taches annulaires chlorotiques**

Ces taches sont des jaunissements du limbe à bordures bien délimitées de forme arrondie. (fig.14) (Halgand, 2009).



**Figure 14:** Feuille avec distorsion et chlorose (Jonathan *et al.*, 2011).

#### **F- panachure**

- **Panachure réticulée**

Il s'agit d'un jaunissement des nervures primaires et secondaires donnant l'aspect d'un quadrillage sur la feuille. (fig.15) (Halgand, 2009).



Figure 15 : Symptômes du virus sur les feuilles (Bovey *et al.*, 1980)

- **Panachure ordinaire**

Il désigne un aspect jaune d'or du limbe qui apparaît à la fin du printemps. Sa répartition sur les feuilles est indépendante du réseau nerveux. Les feuilles se couvrent de tache de couleur jaune à jaune blanchâtre et de forme très variable (Fig. 16) (Martelli et Savino, 1988).



Figure 16 : Symptôme de panachure ordinaire. (Bovey *et al.*, 1980).

### II.1.1.3 : Sure les grappes

Réduction du nombre et de la taille des grappes. Couleur et millerandage, retard à la maturation. Le stade ultime du syndrome peut être un dépérissement généralisé. La coulure est une élimination du pollen due éléments climatiques

(froid, pluie) ou pathologiques résultant en une altération de la fécondation et de la fructification (fig.17, 18) (Halgand, 2009).



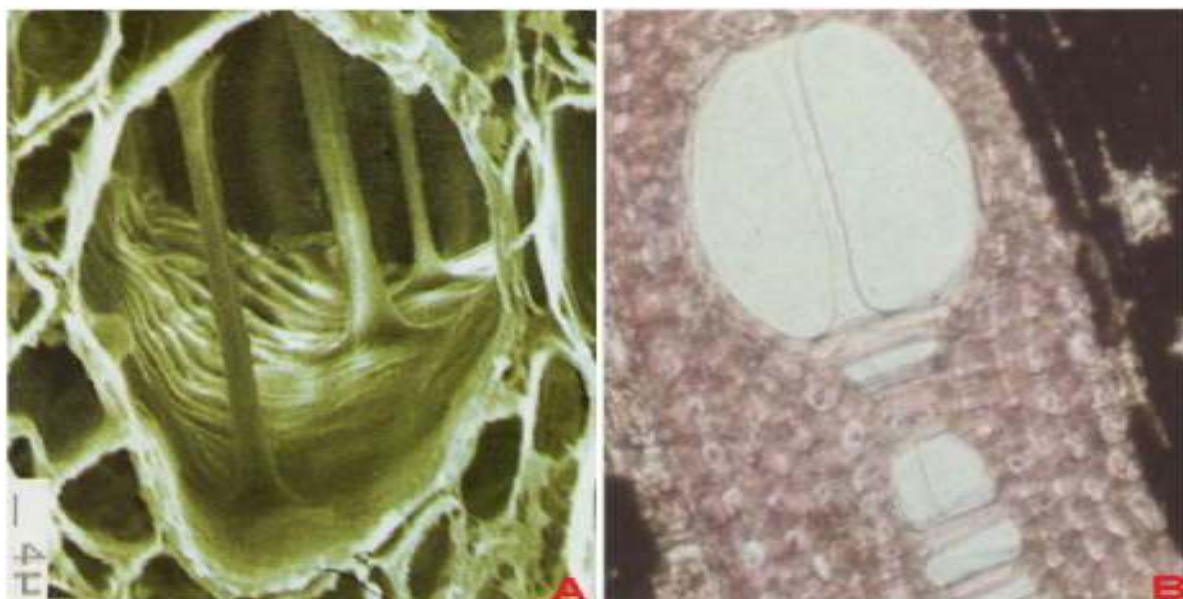
**Figure 17:** Ramification anormale d'un rameau sur vigne infectée  
(Anonyme, 2008)



**Figure18 :** A gauche vigne infectée par une souche déformante du *GFLV*, élargissement très net du sinus pétiolaire (Martelli et Boudon, 2006)

### **II.3.2. Symptômes microscopiques**

L'infection virale entraîne des désordres au niveau intracellulaire. Des structures tubulaires sont très remarquables en microscopie. Elles ressemblent à des barreaux traversant la lumière des éléments vasculaires. Ces structures sont constituées d'un noyau protéique entouré d'une gaine de cellulose envahie de lignine, de subérine ou de cutine en fonction des tissus. Elles sont facilement visibles dans les rameaux lignifiés et les entre-nœuds basaux. Ce sont des symptômes internes d'infection très hautement caractéristique qui sont donc de très bons indicateurs de la présence du *GFLV* (Fig. 19) (Halgand, 2009).



**Figure 19:** Symptômes microscopiques du cordon endocellulaire (Martelli, 1997).

- A- Symptômes microscopiques d'une cellule géante vus au microscope électronique à balayage.
- B- Symptômes microscopiques d'une coupe transversale d'un sarment infecté vus au microscope ordinaire.

Le virus a été observé dans les cellules des racines de vigne où les particules sont rares et alignées dans des paquets courts (Pena, 1971 ; Kalasjan, 1979) . Dans les tissus des hôtes herbacées, expérimentalement infectés (*C. quinoa*, *C. amaranticolor*, *N. clevelandii*, *P. hybrida*), les particules virales sont beaucoup plus abondantes, et souvent rangées dans des lignes longues et parallèles, ressemblant à des tubules superposés, bien que les particules ne paraissent pas être enveloppées (Pena, 1971 ; Saric, 1975 ; Kalasjan, 1979 ; Savino, 1985). Les vrais tubules membraneux qui contiennent les particules en lignes sont connectés aux plasmodesmes, ou ils sont présent dans les sorties des parois cellulaires. Les particules virales peuvent être près, ou à l'intérieur des inclusions. Le virus se réplique dans les corps des inclusions cytoplasmiques dont les vésicules membraneuses sont les sites réplification des ARNs et de la synthèse de la poly protéine virale (Pfeiffer, 2001). Certaines vésicules membraneuses contiennent des fibrilles fines, les lignes de particules vides sont parfois localisées dans le nucléoplasme (Pena, 1971; Savino, 1985).

### II.3.3. Gamme d'hôte

Le GFLVa été identifiés sur plusieurs espèces de *Vitis* talque *Vitis vinifera* et *Vitis ruspestris* (Davis, 1999). Des travaux récents ont montré que ce virus peu Attaquer 28 familles de dicotylédones (Hewitt, 1958) (Tableau 4).

**Tableau 4** : Principales plantes hôtes du court noué (Galet, 1977).

Famile	Espèce	Symptômes
<i>Amaranthaceae</i>	<i>Gomphrena globosa</i>	L.L.N.
<i>Chenopodiaceae</i>	<i>Chenopodium amaranticolor</i> <i>C. quinoa</i>	Infection est systémique
<i>Cucurbitaceae</i>	<i>Cucumis sativus</i>	Jaunissement Eclaircissement de
<i>Leguminosae</i> <i>papilionoideae</i>	<i>Phaseolus vulgaris</i>	L.L.; Mo
<i>Solanaceae</i>	<i>Nicotiana benthamiana</i> ; <i>N. clevelandii</i>	LLC, Infection systémique

**Légende:** L.L.N: lésions locales nécrotiques ; Mo: Mosaïque; L.LC: Lésions locales chlorotiques.

### II.3.4. Moyens de transmission

#### II.3.4.1 .Transmission par greffage

Le virus de court noué se transmet très bien par le greffage et cela quel que soit le système employé : greffe anglaise, en fente, en écusson ou greffe par approche. Il n'est même pas nécessaire que la soudure se fasse puisque (Rives ,1971) a indiqué qu'il peut se transmettre à partir d'un simple fragment de sarment aouté même dépourvu de bourgeons et sans que la soudure se fasse, après une greffe en application (Galet, 1977).

#### II.3.4.2. Transmission par nématode

Les expériences de (Hewitt *et al.*, 1958), ont démontré pour la première fois que les vecteurs du court noué étaient les nématodes présents dans le sol. Le nématode *Xiphinema index* est considéré comme le vecteur naturel du virus du court noué et aussi *X. italiae* (Galet, 1977). Les essais en Californie ont démontré que le virus du court-noué est propagé dans le sol par le nématode *X.index*. Dans

les essais, *X. index* a transmis le virus du court-noué de la vigne aux racines de *C. amaranticolor* et en retour des racines de cette plante herbacée aux racines de vigne (Galet, 1977).

### III. Etude de nématode vecteur de court noué

Les nématodes sont des invertébrés au corps élancé et transparent, Ils se développent et vivent dans le sol, en s'attaquant aux racines des plantes dont ils perforent les tissus à l'aide d'un stylet. Historiquement, ces petits vers n'ont pas été directement un problème majeur pour les vignes, hormis dans quelques zones très sablonneuses, leur rôle de vecteur de la virose (Blouin, 2005).

D'après (Raski et Lider, 1960), ce sont les nématodes poignards ou daggers nématodes qui sont très répandu en Californie sur les vignes, les figuiers et les rosiers.

#### III.1. Systématique

L'identification et la classification des nématodes est délicate : vu leur simplicité anatomique et l'existence de peu d'ornementation ou de structure particulière susceptible de faciliter leur identification. La morpho-taxonomie reste largement utilisée par les nématologues, en conséquence, il a été identifié presque 1/4 de familles et 1/3 de genres décrit par (Maggenti, 1983) (Taylor et al., 1997). Les trois genres *Longidorus*, *Paralongidorus* et *Xiphinema* vecteurs des *Nepovirus* appartiennent à l'ordre des *Dorylaimida*, sous-ordre des *Dorylaimana*, et à la famille des *Longidoridae*. Ils regroupent plus de 400 espèces différentes mais un faible nombre parmi ces espèces a été identifié comme vecteur de virus. Huit espèces de *Longidorus*, une espèce de *Paralongidorus* et 9 espèces de *Xiphinema* ont été démontrées comme étant les vecteurs naturels de 12 des 32 *Nepovirus* connus (Demangeat, 2007).

### Classification des nématodes vecteurs du virus court-noué

- Ordre : *Dorylaimida* (Chitwood, 1958)
- Sous-ordre : *Dorylaiminae* (Pearse, 1942)
- Super famille: *Dorylaimidae* (Chitwood, 1933; Pearse, 1936)
- Famille : *Longidoridae* (de Man, 1876; Thorne, 1934)
- Sous-famille : *Xiphinematinae* (Thorne, 1935; Meyl, 1961)
- Genre : *Xiphinema* (Cobb, 1913)
- Espèce : *Xiphinema index* (Thorne et Allen, 1950)  
*Xiphinema italiae* (Meyl, 1953)

### III.2. Morphologie

Les nématodes appartenant au genre *Xiphinema* sont vermiformes à tous Les Stades de leur développement et il n'existe par de différences majeurs entre les adultes et chaque stade larvaire (Dalmasso, 1968). Les espèces de ce genre se caractérisent par un corps typiquement allongé, mince et sans anneaux, atteignant une longueur variant de 3 à 5 mm, à l'état de fixation d'habitus prend la forme d'un « C » (Serghini et al., 1990).

Le stylet est long et mince avec un « anneau de guidage » situé au milieu ou après la base du stylet (Dalmasso, 1968), tandis qu'on note l'absence de bulbe média (Anonyme, 1968).

Selon les espèces les femelles présentent un ou deux ovaires, la vulve se situe à 30 % de la longueur du corps. La queue est plus ou moins arrondie (Serghini et al., 1990). Les larves possèdent un odontostyle supplémentaire logé plus postérieurement dans la paroi de l'oesophage, qui vient remplacer le premier rejet lors de la mue. La longueur de l'odontostyle varie selon le stade du nématode et selon l'espèce à laquelle il appartient (Lorrain, 1997).

Le dimorphisme sexuel est réduit à quelques caractères somatiques primaires ou accessoires, ainsi l'habitus du mâle est légèrement différent de celui de la femelle, mais ces variations liées au sexe restent très limitées (fig.20) (Dalmasso, 1968).





Figure 20 :.Xiphinema index (Anonyme, 2008)

### III.3. Biologie

Les espèces de *Xiphinema* sont des nématodes migrants vivant en ectophyte sur les racines, ils puisent leur nourriture dans les racines vivantes, le long des radicelles et surtout de leurs extrémités (Galet, 1991). Les déplacements des nématodes dans le sol sont plus limités dans le sens horizontale, entre 30à50cm/an que dans le sens verticale jusqu'à 2m/an dans le sol sableux. Le développement des *Xiphinema* est en moyenne très lent dans les conditions naturelles (Dalmasso, 1971), il passe par 5 stades larvaires avant d'aboutir au stade adulte; ces stades coexistent tout au long de l'année.

Les espèces de *Xiphinema* se reproduisent par le phénomène de parthénogenèse mais ce processus est très lent car ces nématodes s'éloignent peu des racines. Les males sont rares et les femelles pondent les œufs la plupart du temps en avril- mai (Howard, 1999). Le nombre d'individu d'une population varie en fonction de climat, températures et du taux d'humidité, mais surtout en fonction de la présence de la plante nourricière. On sait que *Xiphinema* se maintient sur les racines profondes d'une vigne arrachée. Ce nombre peut aller d'une à plusieurs dizaines d'individus/kg de terre et les résultats d'analyses ont démontré bien que les populations ne sont jamais homogènes mais se repartissent sous forme de foyers groupés autour des racines nourricières (Lorrain, 1997).

### III.4- Principaux vecteurs du court noué

#### III.4.1. *Xiphinema index* (Thorne et Allen, 1950)

##### A) Morphologie (Fig. 21)

Chez *X. index*, les femelles mesurent 2,9 à 3,3 mm, les mâles sont rares. La région céphalique est non individualisée et l'appendice caudal en petit cône est largement soudé à la queue (Dalmasso, 1968 ; England, 1974). L'utérus est sans organe Z. L'œuf peut atteindre 250 µm (Dalmasso, 1968).

##### B) Cycle de vie

La durée du cycle de vie de *X. index* varie d'un pays à un autre. Il est de 27 jours en Californie à une température de 24°C. En Italie, la population de *X. index* (Thorne et Allen, 1950) complète son cycle de vie de 2-4 mois en se maintenant sur le figuier en serre à température de 20-22°C (Lamberti et al., 1977).

##### C) Distribution géographique

Cette espèce est la plus connue: Europe (Allemagne, Espagne, France, Grèce, Italie, Portugal) (England, 1974), en Amérique (Argentine, Chili, États Unis) (Lamberti et Martelli, 1965). En Afrique de sud, Algérie (Dalmasso et Cuany, 1969). En Asie (Hongrie, Iran, Iraq, Turquie) et Australie (England, 1974).

##### D) Gamme d'hôte

Le *X. index* peut s'attaquer au figuier, qu'il utilise comme plante d'élevage réfractaire au virus du court noué, rosier, mûrier, pommier, agrumes, pistachier (Howard, 1999).

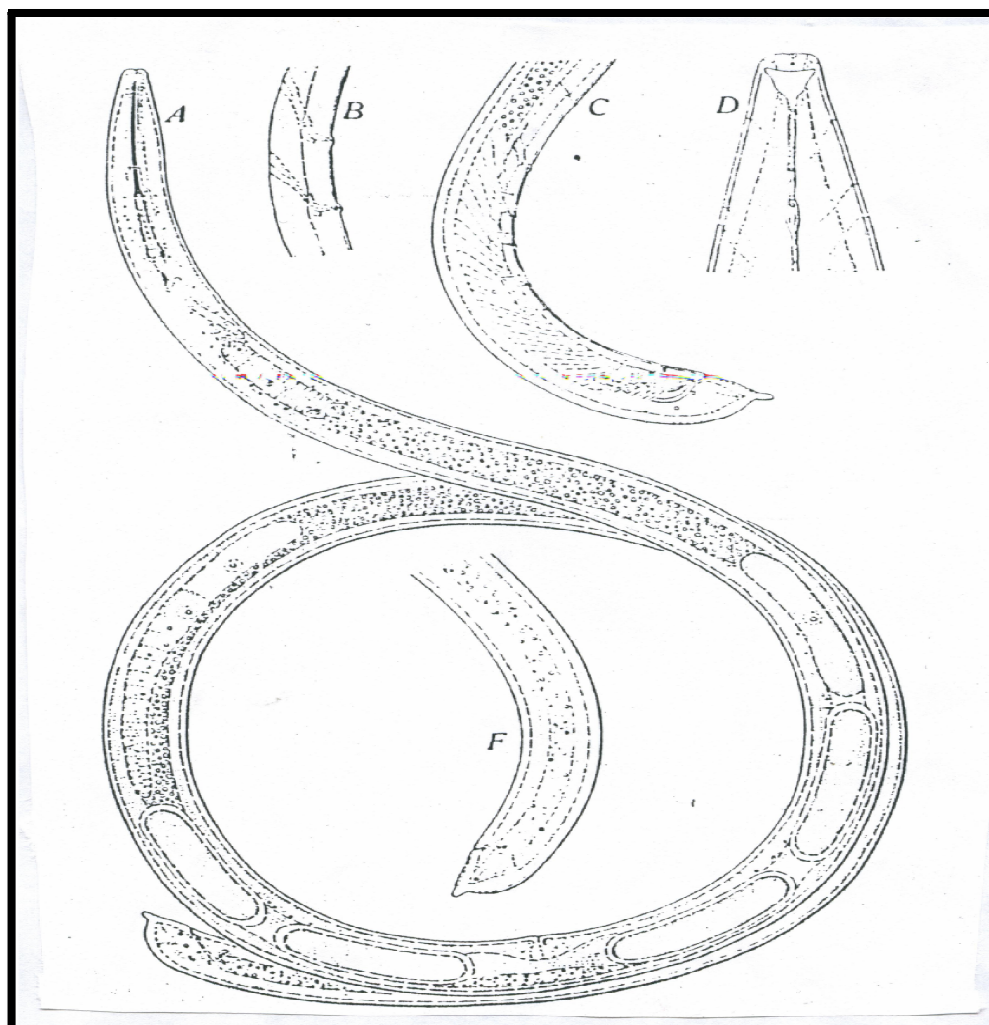


Figure 21 : Morphologie de l'espèce *Xiphinema index*

A: Femelle X170; C: Région postérieure du mâle; D : Forme de la tête de la femelle; F : Région postérieure de la femelle (**Siddiqi, 1974**).

### III.4-2. *Xiphinema italiae* Meyl

#### A) Morphologie (Fig.22)

La taille du corps est de 3,3 à 3,5 mm. La région céphalique est nettement structurée. Le corps est mince et élancé. La queue est conique et allongée. L'organe Z dans utérus est absent. Les mâles sont rares. La longueur de l'odontostyle est de 98  $\mu\text{m}$  (**Dalmasso, 1968 ; Cohn et al., 1970 ; Taylor et Brown, 1997**)

#### B) Cycle de vie

La durée du cycle de vie de *X. italiae* sur vigne est de 6 mois à

température 28°C sur vigne, et 12 mois à température de 24°C (Cohn, 1977).

### C) Distribution géographique

Cette espèce a été identifiée pour la première fois en Italie (Martelli *et al.*, 1964) après, elle a été découverte dans tout le bassin méditerranéen: Grèce, France, Tunisie, Algérie, Egypte (Heyns, 1974 ; Cohn, 1977).

### D) Gamme d'hôte

Cette espèce a été retrouvée sur plusieurs espèces végétales: agrumes, prunier, olivier, pêcher, eucalyptus et la vigne (Cohn, 1977).

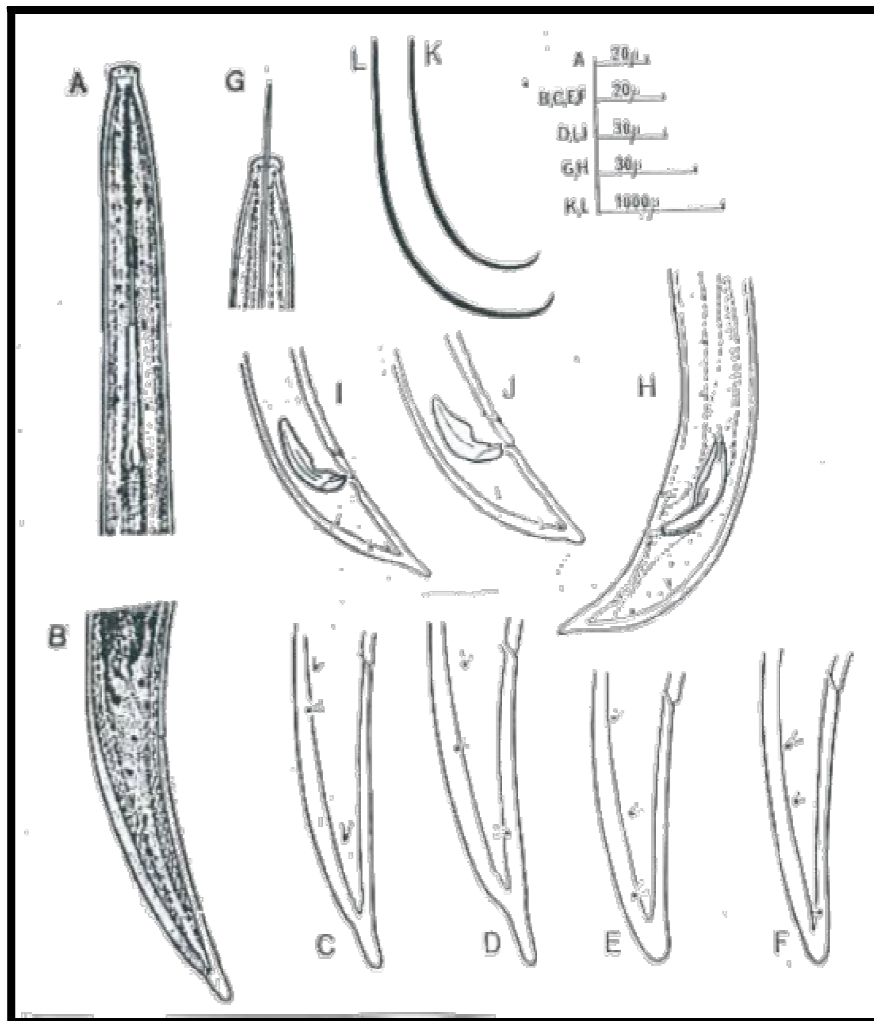
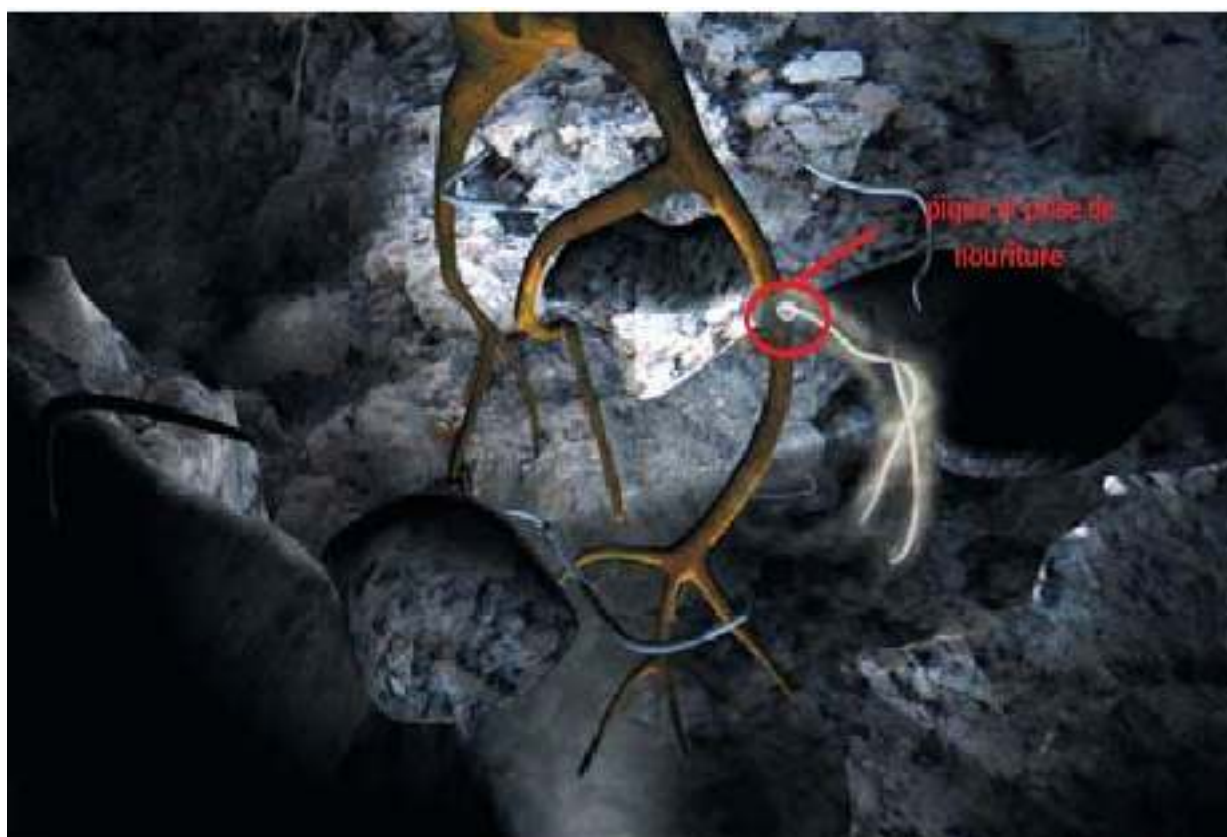


Figure 22 : Morphologie de l'espèce *Xiphinema italiae*

A : Région antérieure de la femelle; B : Gonade postérieure de la femelle;  
C-F : Forme de la queue de la femelle; G : Région céphalique; H : Région  
postérieure du mâle ; I-J : Taille queue du mâle (Cohn, 1977).

### III.5. Mécanisme de transmission

Probablement par des interactions de type électrostatique. Le relarguage du virus est induit petit à petit par les sécrétions salivaires éjectées au cours de nouvelles piqûres. Après un repas d'acquisition, le virus peut être inoculé successivement à plusieurs plantes par le même vecteur, dans lequel il persiste de quelques mois à quelques années. Bien que le virus puisse persister aussi longtemps dans son vecteur, nous pensons que la stratégie utilisée est clairement la stratégie non-circulante. La persistance du virus dans le nématode résulte probablement d'une interaction très forte entre les deux et de la grande stabilité des virus considérés.



**Figure 23: Mécanisme d'inoculation du virus par le nématode (Anonyme, 2010)**

**Légende :** a- Plant viroises, b- Particules virale, c- Nématodes, d- Racine du plant

### III.6. Site de la rétention du virus

Le site de rétention des particules virales est le revêtement antérieure de l'odontophore à la fin du bulbe basal, mais aucune association avec l'odontostylet n'a été relevée (Brown *et al.*, 1995 ; Taylor, 1997). Les particules virales s'associent spécifiquement avec de la cuticulaire l'odontophore, où une concentration maximale des particules virales occupent ce site (Taylor, 1970). Les particules virales ne sont pas transmises par les œufs, les larves peuvent les transmettre de même que les adultes, mais elles perdent leur infectiosité à chaque mue (Lorrain, 1997). Dans *Xiphinema*, le revêtement intérieur de l'oesophage subit des changements dans sa structure et les particules virales passent dans l'intestin (Martelli et Taylor, 1989). Aucune replication du virus n'a été observée bien que certains virus peuvent également y résider de nombreuses semaines (Anonyme, 2001).

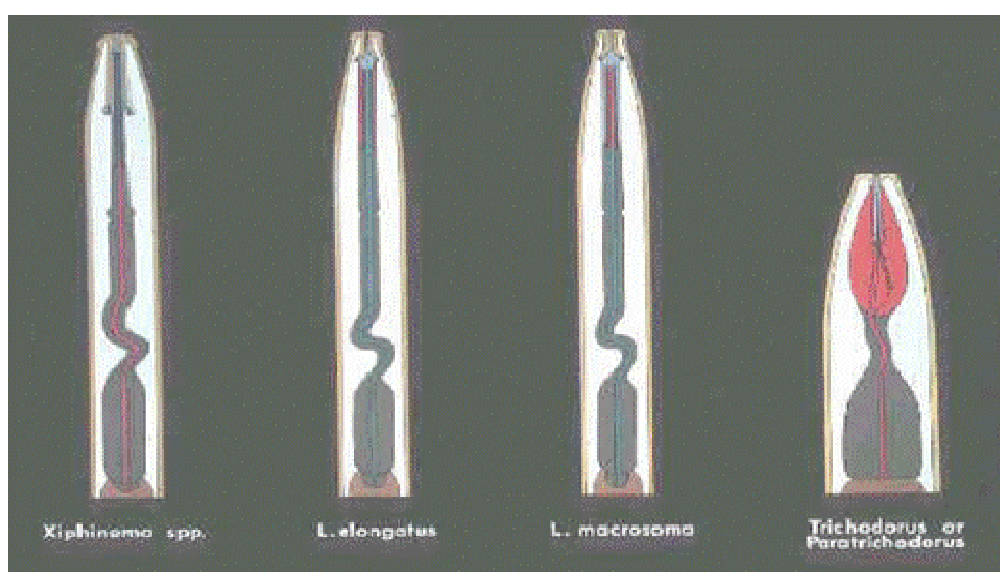


Figure 24 : Localisation des sites de rétention du virus chez les nématodes

Vecteurs (*Xiphinema*) (Martelli et Taylor, 1989).

## 2.1. Sites prospectées

Le nombre de stations prospectées est de 4: Tessalat El Merdja, Blida, Benchicao, Chebli.

- **Station N°1 (Tessala El Merdja)**

Tessala El Merdja à 25 km au Sud-est de la wilaya d'Alger à 28 m d'altitude. Cette station est composée de deux parcelles (P1 et P2). La parcelle P1 est d'une superficie de 1.96 ha et est âgée de 20 ans et la parcelle P2 est d'une superficie de 1.35 ha âgée de 12 ans plantée en ligne. Ces deux parcelles sont composées respectivement de la variété *Cardinal* et *Dattier de Beyrouth*. L'irrigation est basée sur le système en rigole et un mode de conduite en palissage.



**Figure 25:** Vignoble de la station de Tessala-El-Merdja (Google earth, 2016).

- **Station N°2 (Blida)**

La parcelle étudiée se localisée dans la station expérimentale du département de biotechnologie, université Blida 1. Ce cépage a été créé depuis 8 ans, sa superficie est de 0,5 ha de *Cardinal* et *Alphonse La Valle (Gros noir)*, planté en ligne, greffés sur 41B.



**Figure 26:** Vignoble de la station expérimentale de département de biotechnologie (Google earth, 2016).

- **Station N°3 (Benchicao)**

Benchicao (station d'ITAFV) dans la Wilaya de Médéa à 20 km au sud-ouest du chef lieu de la Wilaya à 966 m d'altitude. Sa superficie est de 2.31ha, âgée de 32 ans est composé de 3 variétés *Muscat*, *Muscat Italie* et de *Dattier de Bayrouth*, planté en ligne avec un système d'irrigation en rigole et un mode de conduite en palissage.



**Figure 27:** Vignoble de la station d'ITAFV de Ben Chicao (Google earth, 2016).



- **Station N°4 (Chebli)**

Chebli dans la Wilaya de Blida, La parcelle étudiée est composée de *cardinal*, planté en ligne, greffés sur le porte greffe SO<sub>4</sub>. Ce cépage a été créé depuis 6 ans, Sa superficie est de 2 ha, L'irrigation est basée sur le système traditionnel par rigole.



**Figure 28:** Vignoble de la station de chebli (Google earth, 2016).

## 2.2. Méthode d'échantillonnage

L'échantillonnage a eu lieu du mois de mai au mois de juin. Il consiste à prélever des échantillons de feuilles et de rameaux à partir de plant de vigne présentant les symptômes de la maladie. Une technique d'échantillonnage a été utilisée, il s'agit de la méthode ciblée.

- **Méthode ciblée**

Cette méthode consiste à prélever entre 5 échantillons de vigne malade et 1 échantillon de vigne d'apparence saine pour chaque parcelle, au niveau des différents sites prospectés(Fig.29).

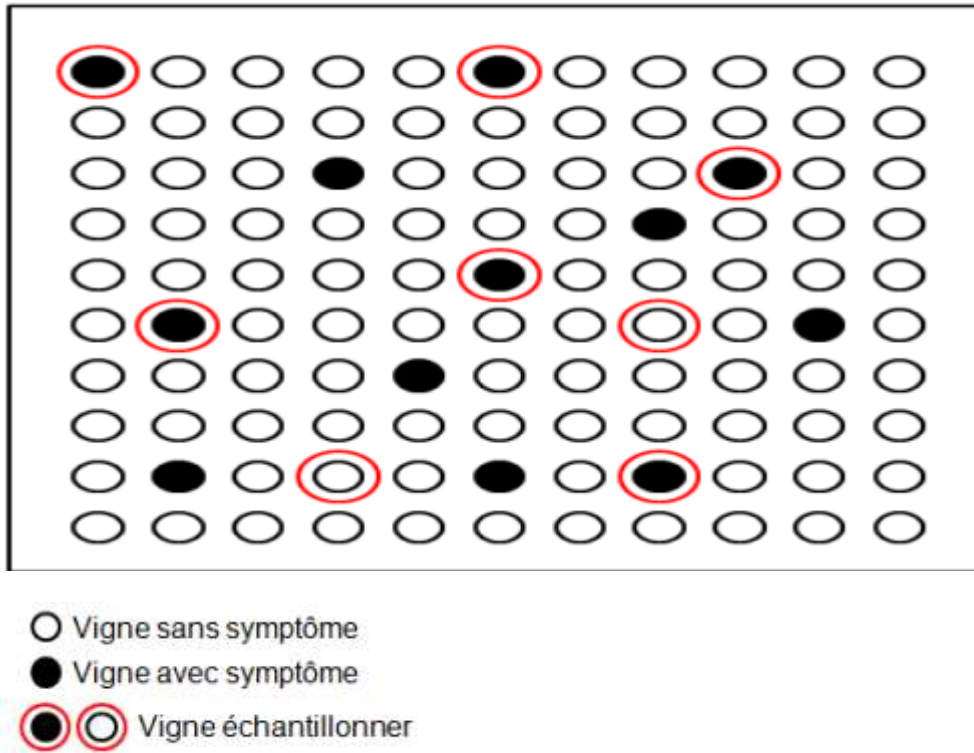


Figure 29 : Schéma d'échantillonnage aléatoire.

### A. Prélèvement des feuilles

Les prélèvements concernant la partie aérienne (feuilles, rameaux) ont été effectués sur différents plants présentant les symptômes de la maladie (Fig.29).



Figure 30 : Echantillons de feuilles et sarment prélevé (Personnelle, 2016).

- **Conservation des échantillons**

Les échantillons prélevés sont mis dans des sacs en papier et conserver au froid à 4°C.

**B. Prélèvement du sol**

- **Matériel : (Annexe A)**
- **Méthode**

L'échantillon de terre est prélevé au contact des radicelles vivantes des plantes avec symptômes de la maladie. Les prélèvements d'échantillons de sol ont été réalisés à l'aide d'une terrière à la profondeur de 50 à 70 cm (Fig. 31). En effet, les nématodes ectoparasites de la terre sont généralement localisés à cette profondeur qui correspond à la rhizosphère d'un pied de vigne. L'échantillon doit être au moins de 1,5 à 2 Kg pour mettre en évidence la présence de *X. index* qui est une espèce fragile à population faible (le plus souvent entre 10 et 100 nématodes / Kg de terre) (Esmenjaud, 1986).



**Figure 31** : Prélèvements des échantillons de sol (Personnelle, 2016).

- **Conservation des échantillons des sols**

Les échantillons de terre prélevés sont mis dans des sacs en plastique accompagnés d'une étiquette sur laquelle sont mentionnées la date du prélèvement, la variété, nature le l'échantillon (Fig.32). Les échantillons sont

conservés au froid à une température de 4°C afin d'éviter leur dessèchement du sol et la mort des nématodes.



Figure 32: Echantillons du sol prélevé (Personnelle, 2016).

### 2.3. Méthode de détection du *GFLV*

#### 2.3.1. Diagnostic visuel direct

Il est basé sur la recherche des symptômes typique du court-noué (aplatissement, raccourcissement des entre-nœuds, malformation des feuilles). Dans chaque vignoble prospecté nous avons recueilli des informations sur l'âge des ceps, l'encépagement, les modes de conduite, les traitements phytosanitaires effectués, en plus des conditions pédoclimatiques.

#### 2.3.2. Détection biologique

Cette méthode permet la mise en évidence et l'étude des virus transmissibles mécaniquement sur une gamme d'hôtes herbacées. Il s'agit de l'inoculation mécanique à des plantes testes herbacées. Le principe impliqué dans cette transmission consiste à l'introduction d'une sève infectieuse à l'intérieur des cellules de la plante test à travers des micro-blessures (Kiraly et al, 1974). Pour cela la plante herbacée de disponible utilisée, est le concombre *Cucumis sativus L* variété super marketer (Fig. 33).



Figure 33 : Préparation des pots (personnelle, 2016)

- Semis

Le semis a lieu directement dans des pots en plastique. Ces derniers sont remplis d'un mélange (1/3 sable, 1/3 terre et 1/3 tourbe) à raison de 10 pots par parcelle de chaque station, 10 pots pour le témoin malade et 10 pots pour le témoin sain. Des feuilles de vigne prélevées du terrain soupçonnées virosées ont été broyées dans un mortier à raison de 1g dans 4ml de tampon phosphate (0.1M, pH= 7.3) qui a pour effet de stabiliser le virus et d'une solution aqueuse de nicotine base (2.5%) qui permet la neutralisation des tanins et des poly phénols (Vuittenez, 1966). Le charbon actif et le carborundum sont additionnés au broyat. L'inoculation est effectuée par frottis avec l'index sur jeunes cotylédons, après 1 minute les feuilles sont rincées à l'eau du robinet. Les plantes sont placées dans la serre du laboratoire de virologie département de biotechnologie à l'Université de Blida<sub>1</sub>. Les observations de symptômes seront notées 14 jours après l'inoculation (Fig.34).



Figure 34: Etapes d'inoculation mécanique à des hôtes herbacés

(Personnelle, 2016).

## 2.4. Analyse nématologique des parcelles

- Matériel (Annexe A) (Fig. 35)



Figure 35 : Le matériel d'extraction (Personnelle, 2016)

### 2.4.1. Méthode

L'analyse nématologique est réalisée selon les étapes suivantes :

- Extraction des nématodes du sol par la méthode des seaux (Dalmasso, 1996).
- Dénombrement des nématodes.

### 2.4.2. Extraction et dénombrement

#### A. Extraction

L'extraction consiste à séparer les nématodes du sol et des racines pour les identifier et les compter, La méthode d'extraction utilisée est celle des seaux de (Dalmasso, 1966), dite méthodes de flottaison et sédimentation. Elle est basée sur les différences de densité entre les nématodes et les différentes particules du sol .Elle nous permet d'extraire les nématodes de différente taille du sol en superposant des tamis a différentes mailles. Toutes les techniques d'extractions sont basées sur certaines particularités des nématodes à savoir leur densité et leur mobilité (Nakachain, 1977).

- **Protocole d'extraction**

Les sols sont préalablement bien homogénéisés au laboratoire sur un plateau. A partir de ces échantillons, on prépare dans un bécher 250 ml de terre. Cette quantité est déposée et délayée à travers le tamis (2mm) dans une petite bassine. Le tamis qui va retenir les gros cailloux, le sable grossier et les débris organiques. Le contenu de la bassine est ensuite transvasé dans un seau en plastique puis complété à 6 ou 7 litres d'eau. A l'aide d'un bâton on mélange le contenu du seau pour mettre en suspension les nématodes et les particules du sol. On laisse 30 secondes pour que les particules de sol se sédimentent mais sans que l'eau ne s'arrête de tourbillonner. Le surnageant est versé à travers le tamis (90 $\mu$ ) qui va retenir les nématodes. On récupère le contenu du tamis à l'aide d'un jet d'eau de pissette dans un cristalliseur. L'opération est répétée 3 fois pour récupérer le maximum de nématode (Fig. 36).

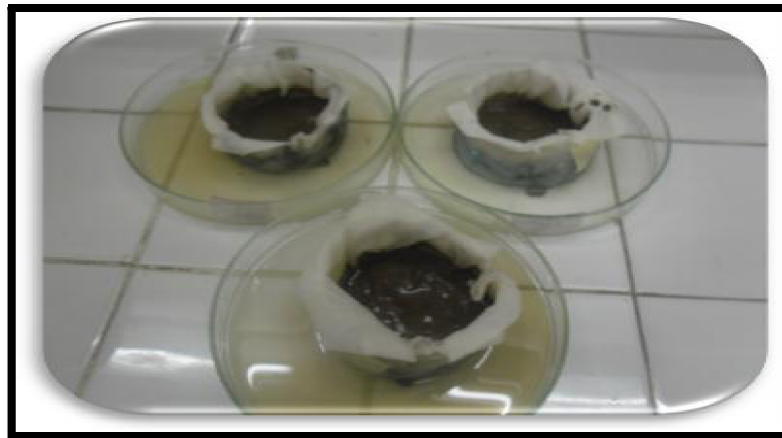


Figure 36 : Les étapes d'extraction (Personnelle, 2016)

**- Purification des nématodes par passage actif**

On procède à la purification par passage actif des nématodes car la solution obtenue après extraction est boueuse. Il est impossible d'observer les nématodes à ce stade. Pour cela on prépare les tamis en plastique avec des filtres kleenex qu'on place dans des assiettes en plastiques.

On remplit ces assiettes d'eau jusqu'à affleurement de la surface du tamis puis on laisse le passage actif des nématodes pendant 3 jours. Passé ce délai, le contenu de chaque assiette est récupéré dans des tubes à essai (100ml). On laisse décanter ces derniers pendant 1 heure. Ensuite l'eau des tubes est diminuée et les nématodes du genre *Xiphinema* sont récupérés dans des salières pour les essais préalables (fig.37).



**Figure 37 : Le Passage actif des *Xiphinema sp.* (Personnelle, 2016)**

**B. Dénombrement**

- **Matériel** (Annexe A)
- **Méthode**

Pour évaluer la densité totale et celles des taxons dans nos échantillons et après avoir passé un délai de 3 jours, le contenu de chaque assiette est versé dans les tubes à essai de 50ml et laisser se décanter pendant 1 heure. Le contenu est



réajusté à la graduation adéquate (25, 50,75 ou 100ml) en fonction de la densité des nématodes dans le tube. Après homogénéisation des tubes 5ml ont été

prélevés et déposer dans la cellule de comptage pour le dénombrement et l'identification morphologique basée sur l'observation de certains caractères discriminants (longueur et forme du stylet, forme de la tête et de la queue, longueur du corps, disposition de la glande œsophagienne par rapport à l'intestin) Sous loupe binoculaire à un grossissement (GX 40 et 100). Les populations de nématodes du sol sont exprimées en nombre de nématode par  $\text{dm}^3$  ( $\text{N}/\text{dm}^3$ ), **(Merny et Luc, 1996).**



**Figure 38 : Le dénombrement des *Xiphinema* sp. (Personnelle, 2016)**

## 1. Résultat de la Symptomatologie

La symptomatologie de la maladie du court-noué est très variée. Des symptômes foliaires et corticaux rappelant ceux de court-noué ont été observés dans les vignobles étudiés lors des prospections effectuées pendant la période printanière (mai - juin). Ces symptômes se manifestent sur les divers organes de la vigne infectée :

### A) Sur les rameaux

Les symptômes observés sur les rameaux sont :

Raccourcissement des entre-nœuds des rameaux, doubles nœuds, Croissance en zigzag, aplatissement des rameaux, bifurcation anormale.

- **Double nœuds**

On trouve ce symptôme dans les vignobles de Ben chicao et dans la station expérimentale du département de biotechnologie (Fig.39).



**Figure 39** : Symptômes de doubles nœuds (Personnelle, 2016).

A : Dattier de Beyrouth de Benchicao

B : Cardinal de la station expérimentale de département de biotechnologie

- **Raccourcissement des entre-nœuds**

Ce symptôme est plus abondant dans les vignobles de Tessala El Merdja et Chebli (Fig.40).



**Figure 40** : Symptômes de raccourcissement des entre-nœuds (**Personnelle, 2016**).

A : sur Cardinal de Chebli

- **Croissance en Zigzag**

Au niveau des vignobles de département de biotechnologie , Benchicao et Chebli sur les cépages de Cardinal. (Fig.41).



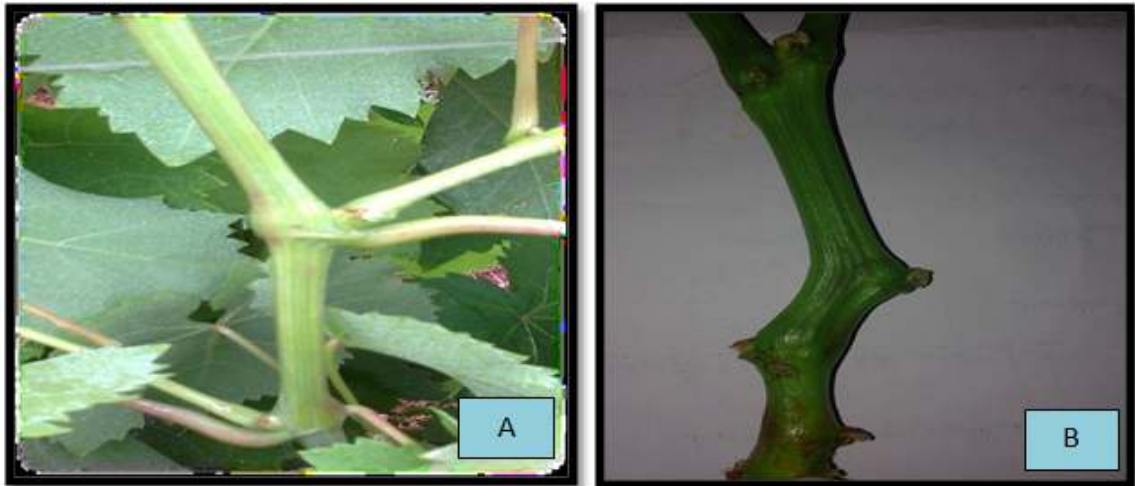
**Figure 41** : Croissance en Zigzag et raccourcissement des entre-nœuds (**Personnelle, 2016**)

A : Rameau en Zigzag de cèpe de Muscat de Benchicao avec raccourcissement des entre- nœuds

B : Rameau en Zigzag de cèpe de Gros- Noir de la station expérimentale de département de biotechnologie

- **Aplatissement**

Ce symptôme a été fréquent dans les vignobles de la station expérimentale de département de biotechnologie sur *Gros- Noir* et dans les vignobles de Chebli sur *Cardinal* (Fig.42).



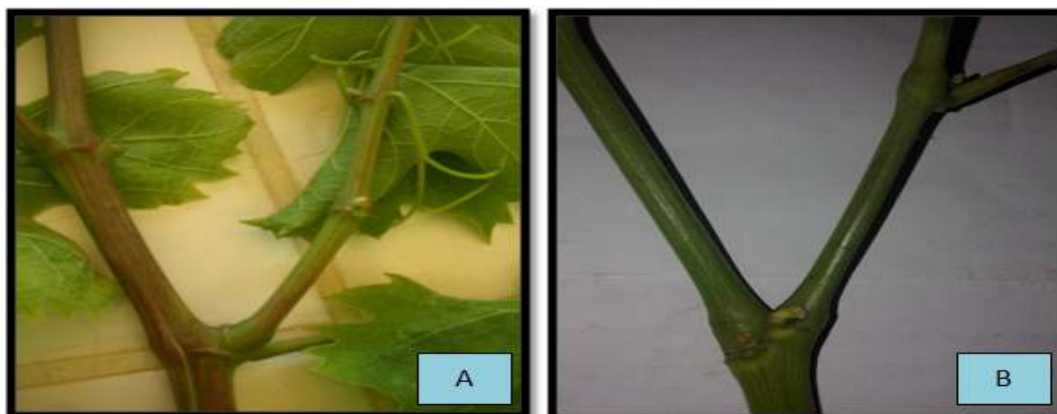
**Figure 42:** Symptôme d'aplatissement des rameaux (Personnelle, 2016).

A : Rameau aplati de Gros- Noir de la station expérimentale de département de biotechnologie

B : Rameau aplati de Cardinal de Chebli.

- **Bifurcation anormale**

Des bifurcations ont été observées dans tous les vignobles de Chebli et de département de biotechnologie (Fig.43).



**Figure 43 :** Symptômes de bifurcation anormale des rameaux (Personnelle, 2016).

A : Bifurcation sur Gros- Noir de la station expérimentale de département de biotechnologie

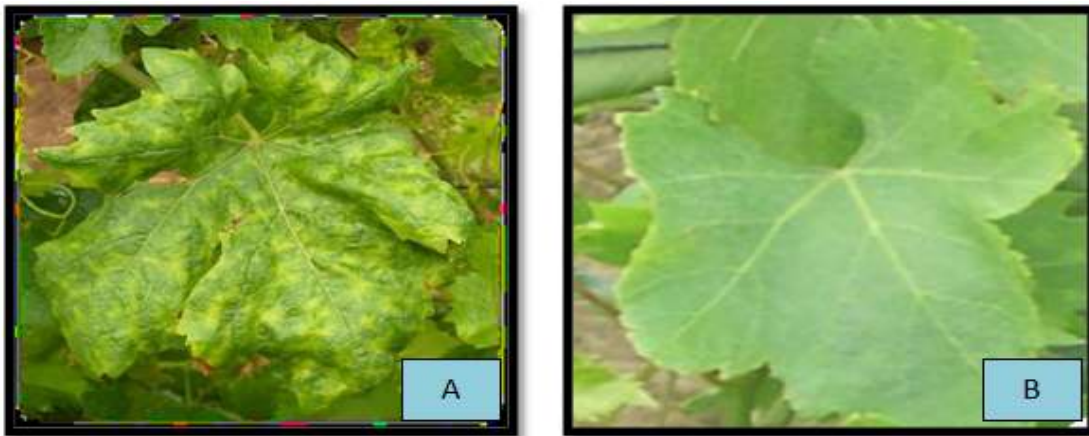
B : Bifurcation sur Cardinal de Chebli

**B) Sur les feuilles**

Les symptômes observés sont :

Déformations et modification de l'aspect du limbe, mosaïque et l'apparition de zones de colorations vertes et de zones jaunes ou chlorotiques, panachure ordinaire et réticulaire, sinus pétiolaire élargi et les feuilles présentant une indentation plus prononcée, jaunissement partiel du feuillage.

- **Déformations et Mosaïque**



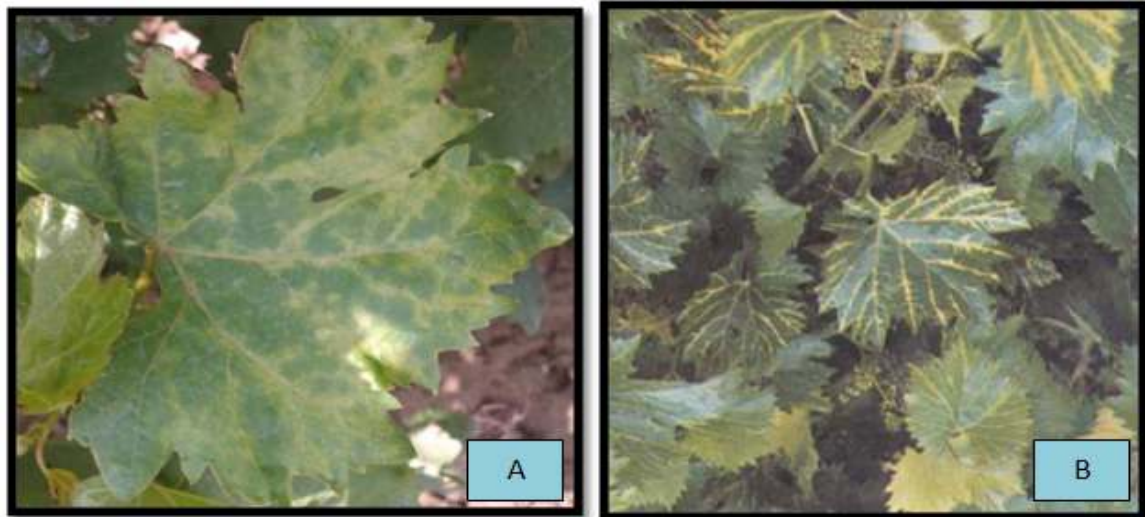
**Figure 44** : Symptômes de déformations et modification de l'aspect du limbe  
(Personnelle, 2016).

A : Déformations avec mosaïque des feuilles sur Cardinal

B : Limbe déformé de Cardinal de Chebli

- **Panachure**

---



**Figure 45 :** Panachure ordinaire du limbe (personnelle, 2016).

A : Panachure ordinaire du limbe sur Cardinale d' El Chebli  
B : Panachure réticulaire sur *muscat* de Benchicao

- **Sinus pétiolé et forme en dents**

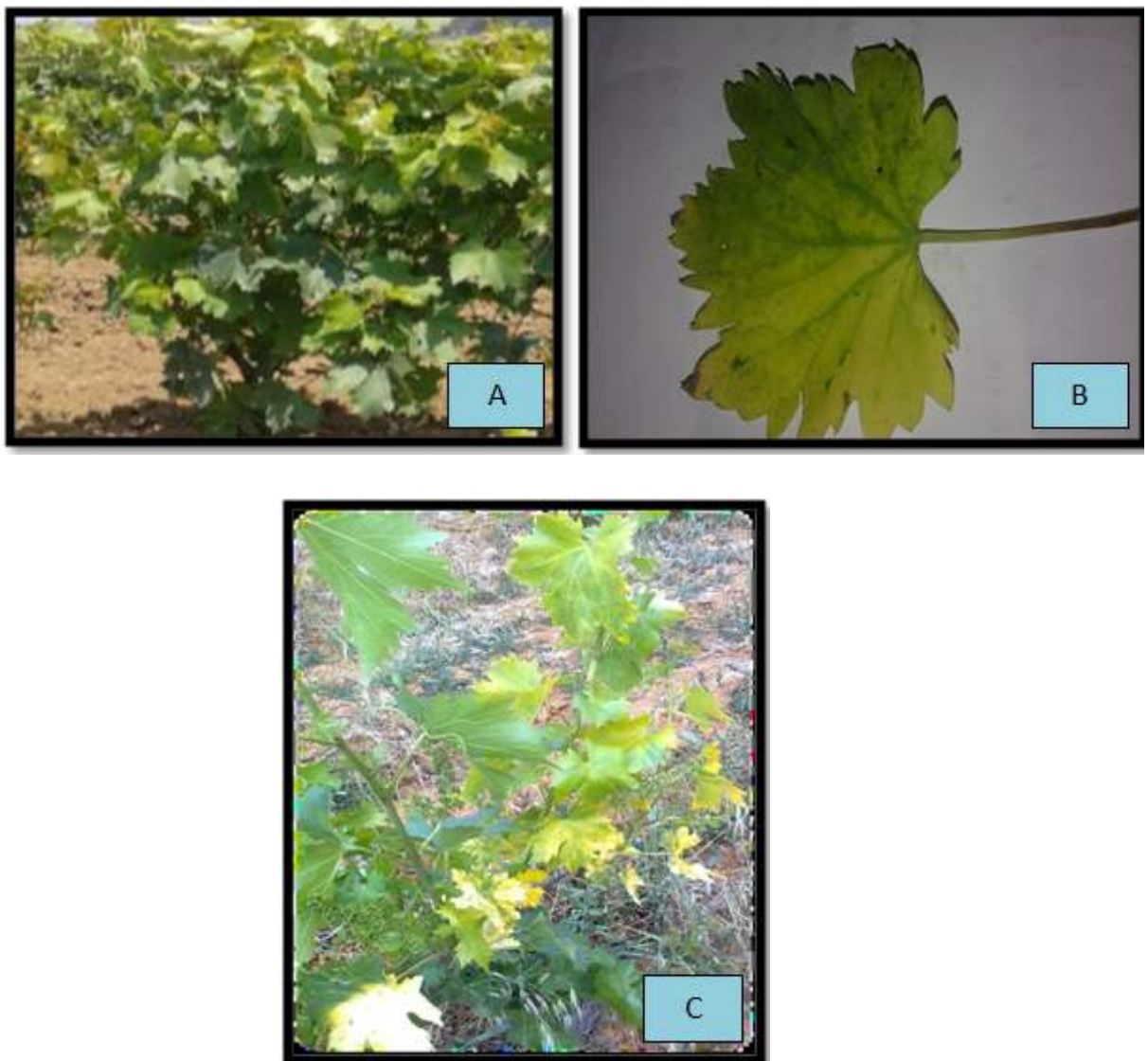
Ce symptôme n'est pas très abondant sur tous les vignobles et est présent uniquement sur les cépages de cardinale de Chebli (Fig.46).



**Figure 46 :** Symptôme d'indentation des feuilles (Personnelle, 2016).

A : Feuille de Dattier de Beyrouth présentant une forme en dents plus prononcée de Tessala-El-Merdja.

- Jaunissement partiel du feuillage



**Figure 47** : Symptômes de jaunissement (Personnelle, 2016).

A : Jaunissement partiel sur *Cardinal* de Chebli

B : Jaunissement sur *Gros Noire* de station expérimentale de département de biotechnologie

C : Jaunissement partiel avec mosaïque sur *Muscat* de Benchicao

### C) Sur les grappes

Des anomalies observé pratiquement sur tous les vignobles prospectés, la réduction de la taille des baies, réduction du calibre des baies, Coulure des grappes.



**Figure 48:** Symptômes d'anomalies sur les grappes (Personnelle, 2016).

A : Coulure totale de grappe sur Cardinal de Chebli

B : Coulure de grappe sur *Gros Noire* de station expérimentale de département de biotechnologie

### - Discussion

Au cours de nos prospections réalisées pendant la période de mai à juin, nous avons remarqué que les symptômes observés rappellent ceux provoqués par le *GFLV*. Principalement des cas de raccourcissement des entre-nœuds, des fasciations et des bifurcations des rameaux et des panaches (ordinaire et réticulaire), les doubles nœuds, les rameaux en zigzag, les nervations irrégulières, les réductions de la surface foliaire, les asymétries du limbe. Les symptômes observés étaient notamment les malformations des feuilles, et des rameaux sont présent sur toutes les parcelles visitées. Curieusement à Chebli et



Benchicao, Tessala El Merdja. En effet les symptômes relevés étaient des doubles nœuds, des rameaux en zigzag, bifurcations anormales de rameaux. Cependant cette symptomatologie directe ne nous a pas permis de nous prononcer de façon certaine sur la présence du *GFLV*, en raison de l'existence des confusions possible entre ce dernier et autre maladies relatives aux autres pathogènes [divers champignons: [un *myxomycète*, des *mycorhizes*, le *Pumillus medullae* ou maladie de la moelle, un champignon endophyte, par erreur de coloration] ou facteurs abiotiques [humidité du sol, terres compactes, insuffisance de la pression osmotique] (**Galet, 1999**).

#### 2. Résultats du test biologique

Les symptômes de la maladie ont été observés le 7<sup>ème</sup> jour après inoculation de l'indicateur herbacé. Ils sont généralement de type systémique caractéristique pour la famille des Cucurbitacées de type éclaircissements des nervures et ou un jaunissement total, par **Melouk** en (2002), **Tabouche**, (2005), par **Brada** et par **Tamaoucht**, (2015).

#### 3. Analyse nématologique

L'analyse nématologique faites au laboratoire des différents prélèvements durant la période expérimentale a révélé la présence de genre *Xiphinema* (Fig.49) (**Dr. Nebbih**) (**Communication personnelle**), et autres espèces phytophages et non phytophages dans toutes régions, dont leurs densités varient en fonction des stations prospectées, (Tessala-El-Merdja, Benchicao, et Chebli).

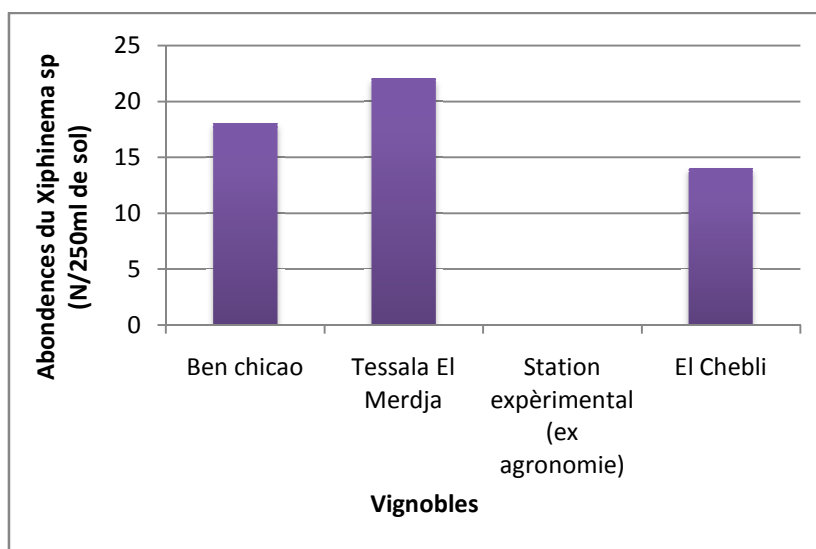
Ces espèces sont absentes dans la station expérimentale du département de bioltecnologie.

Après comptage des espèces de nématodes, nous avons constaté la variabilité de la population de nématodes selon les stations prospectées.



**Figure 49:** Morphologie du *Xiphinema* au microscope optique (**Gx100**)  
(Personnelle, 2016).

### 1. Abondance globale des espèces de *Xiphinema sp* en fonction des régions

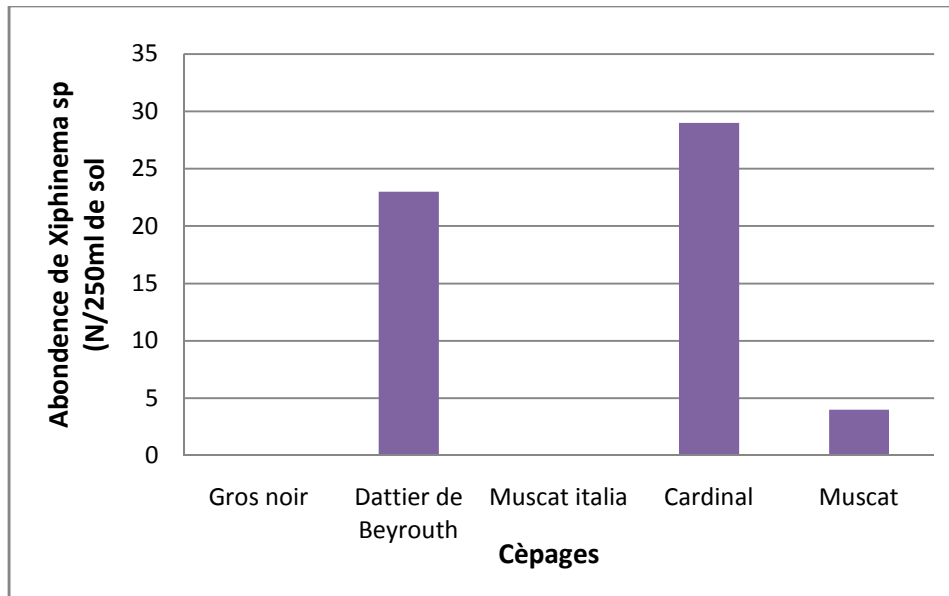


**Figure 50:** Abondance globale des nématodes *Xiphinema sp* dans les stations.

#### - Discussion

L'abondance des espèces de *Xiphinema* (Fig.50) varie en fonction des cépages. Le vignoble de Tessala-El-Merdja a montré un effectif élevé des espèces de *Xiphinema* (22 individus), alors que le vignoble de la station expérimentale de département de biotechnologie aucune infestation du sol par *Xiphinema* n'a été enregistrée. Pour le vignoble de Benchicao nous avons dénombré (18) individus, et pour le vignoble de Chebli (14) individus.

## 2. Abondance globale des espèces de *Xiphinema* en fonction des cépages



**Figure 51:** Abondance globale des nématodes *Xiphinema* sp en fonction des cépages

### - Discussion

Les résultats représentés dans la figure (51) montrent que les espèces de *Xiphinema* varient en fonction des cépages. Le cépage Cardinal a montré une effectif élevé des espèces de *Xiphinema* (29 individus), alors que le cépage de Gros noir et Muscat Italia aucune infestation du sol par *Xiphinema* n'a été enregistrée. Pour le cépage Muscat nous avons dénombré 4 individus, et pour le cépage Dattier de Beyrouth (23 individus).

## CONCLUSION ET PERSPECTIVES

En Algérie, les travaux de recherche sur ce sujet ont montré la présence du virus de court noué et de son nématode vecteur. Les prospections effectuées sur vignoble algériens dans différentes stations : une parcelle de la station de chebli (Blida), parcelles de la station de Benchicao (Médéa), une parcelle de la station expérimentale du département de biotechnologie ex : agronomie de Blida, une parcelle dans la station de Tessala Elmerdja (Alger).

Les symptômes sur terrain correspondent à des malformations des rameaux (fasciations, raccourcissement des entre nœuds, bifurcation anormal) ; Des malformations des feuilles (nervation irrégulière, des panaches réticulées et ordinaires). La sévérité des symptômes était très marquée au niveau des stations de Chebli (Blida) et Benchicao (Médéa) L'étude de la nématofaune des différentes stations prospectées durant tous les années étudiées ont relevés la présence du genre *Xiphinema* Nématode vecteur du *GFLV* était enregistrée dans toutes les régions et variétés prospectées à l'exception de la région de station agronomie sur la variété Cardinal. La présence du *GFLV* est confirmée sur vigne en Algérie, ainsi que celle des vecteurs du *GFLV*. Il s'agit des nématodes du genre *Xiphinema* qui sont connues de part le monde comme étant des vecteurs potentiels du court noué. La présence de *Xiphinema* dans les stations infectées (Médéa) par le *GFLV* était variable.

Cette variabilité était due à l'ancienneté des vignobles et aux conditions climatiques des régions ainsi qu'à la texture des sols qui sont favorables au développement de ces espèces et de leur maintien ou non respect de la rotation.

En Algérie, dans le cadre de la lutte contre les virus du court noué, la combinaison judicieusement la rotation, le repos et le traitement du sol est nécessaire. Cette combinaison repose sur des pratiques culturales qui consistent; à extraire le plus grand nombre de racines lors de l'arrachage et éviter tout transport de terre par l'homme ou le matériel, à maintenir le sol en jachère pendant 1 à 2 ans et ne

replanter qu'avec des plants indemnes du *GFLV*.

Il serait intéressant d'encourager l'emploi des variétés présentant des caractères de résistance au *GFLV* d'une part et à la transmission par le nématode vecteur.

Les nématodes vecteurs du genre *Xiphinema* sont difficiles à éliminer du sol, l'enracinement profond de la vigne les rend plus difficiles à atteindre par voie chimique. Les solutions biologiques telles que l'utilisation de champignons nématophages ou des bactéries antagonistes ont connu quelques succès encourageant mais elles restent difficilement applicables à grande échelle.

Actuellement, la lutte contre le court noué repose sur la sélection sanitaire et sur la désinfection des sols à l'aide des nématoïdes. Outre le coût de la sélection sanitaire et les risques de pollution des eaux souterraines par les nématoïdes, produits fortement toxique, cette stratégie n'est pas toujours efficace. Jusqu'à présent, aucune variétés résistant au court noué et à sa transmission par nématode vecteur *Xiphinema* n'a été mise au point.





**ANNEXE**

**ANNEXE A**

**1. Prélèvement du sol**

- **Matériel**

Pour le prélèvement du sol divers outils ont été utilisés. Il s'agit de :

- Une bêche
- Une binette
- Tarière ou une pioche
- Sachets en plastique
- Etiquettes

**2. Extraction des nématodes**

- **Matériel**

- Deux seaux de 6 à 10 litres
- Un bâton
- Tamis de 90µm
- Des assiettes en plastique
- papier filtre ou papier hygiénique
- Béchers
- Pissette d'eau

**3. dénombrement**

- **Matériel**

- Loupe binoculaire
  - Tube à essai de 50ml
  - Béchers
  - Cane à pêche
  - Cellule de comptage gradué
  - entonnoirs
-



**Tableau 2:** Classification des virus de la vigne (Martelli, 2000).(Annex)

Génome	Particule	Famille	Genre
ARNsb enveloppe	Parasphérique	<i>Bunyaviridae</i>	<i>Tospovirus</i>
ARNsb	Isométrique et monopatite	<i>Tombusviridae</i>	<i>Tombusvirus,</i> <i>Carmovirus.</i>
	Bipartites	<i>Comoviridae</i>	<i>Fabavirus,</i> <i>Nepovirus,</i> <i>Comovirus</i>
	Tripartites	<i>Bromoviridae</i>	<i>Alfavirus,</i> <i>Bromovirus,</i> <i>cucumovirus,</i> <i>Ilarvirus.</i>
	Filamenteuses	<i>Closteroviridae</i>	
Genre non groupés en famille			
ARNsb	Isométriques Filamenteuses		<i>Sobemovirus</i> <i>Potexvirus,</i> <i>Trichovirus.</i>
	Bâtonnets Isométriques		<i>Tobavirus,</i> <i>Furovirus.</i>

**Tableau 3** : Familles, genres, espèces attaquent la vigne et d'autres familles de plantes (Martelli, 1997).

Famille	Genre	Espèce	
		Virus de la vigne	Virus appartenant à d'autres familles
<i>Bunyaviridae</i>	<i>Tospovirus</i>	+	Virus de tache bronzée de la tomate
<i>Bromoviridae</i>	<i>Alfamovirus</i>	+	(TSWV)
	<i>Bromovirus</i>	+	Virus de la mosaïque de luzerne (AMV)
	<i>Cucumovirus</i>	+	Virus de la mosaïque de concombre (CMV)
	<i>Ilarvirus</i>	Grapevine line pattern (GLPV)	
<i>Closteroviridae</i>	<i>Closterovirus</i>	Virus de l'enroulement de vigne (GLRV)	
<i>Comoviridae</i>	<i>Comovirus</i>	-	
	<i>Fabavirus</i>	+	Virus du flétrissement de la fève (BBWV)
	<i>Nepovirus</i>	+	Virus de tache annulaire noire de tomate (TBSV)
		+	Virus de tache annulaire de la tomate (TBRV)
		+	Virus de la mosaïque de l'arabette (ARMV)
<i>Tombusviridae</i>	<i>Tombusvirus</i>	Court- noué (GFLV)	
	<i>Carmovirus</i>	Virus latent algérien de la vigne (GALV)	
		+	Virus de la nécrose du tabac (TNV)
Genre non groupés en famille			
	<i>Furovirus</i>	Virus labile en bâtonnet de la vigne (GLBV)	
	<i>Sobemovirus</i>	+	Virus de la mosaïque de chénopode (SMV)
	<i>Potexvirus</i>		Virus X de la pomme de terre (PVX)
	<i>Tobamovirus</i>		Virus de la Mosaïque du tabac (TMV)
	<i>Trichovirus</i>	Virus A de vigne (GVA)	

(+) Spécifique (-) Non spécifique



**Références Bibliographique :**

1. **Aigrin P., 2003.**Note de conjoncture mondiale. Bull. OIV,Pp :867-868.
  2. **Anonyme, (2001).** *Xiphinema Italia*: in Crop protection compendium, global module, 3rd edition. CAB International, Wallingford, 12Pp.
  3. **Anonyme, 2012.** Statistiques de production vitivinicole MADR .Algérie.
  4. **Anonyme, 2011.** Situation du secteur vitivinicole mondiale, OIV. 1-70Pp.
  5. **Anonyme, 2007.** Production mondiale de raisin et de vin, FAO, Rome.
  6. **Anonyme, (1984).** Statistique agricole. Ed. Ministère de l'Agriculture, Algérie, 36 Pp
  7. **Aouf M.B., 1972.** La conversion-reconstitution du vignoble algérien. Option méditerranéenne. Pp 65-67.
  8. **Blouin J., 2005.** Les parasites de la vigne. Stratégie de protection raisonnée. Traduit de l'espagnol sous la direction de Daniel Gouadec par Gaulou-Brain. 430Pp
  9. **Bovey R., (1973).** Les maladies virales de la vigne : court noué. Lausanne: Ed. Payot, 120Pp.
  10. **Bovey, R., Gärtel, W., Hewitt, W.B., Martelli, G.P. et Vuittenez, A., 1980.** Virus and virus like diseases of grapevines, Atlas en couleur des symptômes. Lausanne: Ed. Payot, 181Pp.
  11. **Brandt, S. et Himmler, G., 1995.** Detection of grapevine fanleafvirus (*GFLV*) from woody material by using immunocapture polymerase chain reaction. *Vitis*, N° 34, 127.Pp
  12. **Briche E., 2011.** Changement climatique dans le vignoble de Champagne : Modélisation thermique à plusieurs échelles spatio-temporelles (1950-2100). Université Paris Diderot - Paris 7 École doctorale : E.E.S.C.Économie, Espaces, Sociétés, Civilisations. 263Pp.
  13. **Brown, D.J.F., Robertson, W.N. ET Trudgill, D.L (1995).**Transmission of viruses by plant nematodes. *Ann. Rev. Phytopathol*, N°33, 223-249.Pp
  14. **Carbonneau A., Deloire A. et Benoit J., 2007.** La vigne physiologie, terroir, culture, Dunod, Paris (1) :441.Pp
  15. **Cohn, E., (1977).** *Xiphinema italiae.*, CIH description of plant parasitic nematodes Set 7, No 95, p. 3 St. Albans, Commonwealth Inst.
-

16. Helminthol. , 3Pp.
  17. **Cohn, E., Tanne, E. et Nitzany, FE., (1970)** *Xiphinema italiaea* new vector of grapevine fanleaf virus. *Phytopathology*, V. 60, 181-182.Pp.
  18. **Coiro, E. ET Agostinelli, B., (1991)** the developpement of juveniles stages of *Xiphinema index* on *vitis vinifera*. *Rev. Nematol.*, N°. 14, 16-29Pp.
  19. **Dalmasso, A. et Cuany, (1969)** Importance de la transmission par le sol de la dégénérescence infectieuse de la vigne dans l'Algérois. *Bull. phytosanitaire, F.A.O.*, V.17, 3Pp.
  20. **Dalmasso, A., (1968)**. Etude anatomiques et taxinomiques des genres *Xiphinema*, (*Nematoda, Dorylaimida*). *Ann. App. Zool.*, N° 61, 33-82.Pp.
  21. **Davis, M. et Clark, M.F. (1999)** Arabis Mosaic virus. *Prog. Agric. Et vitic*, N°22, 913-916.Pp.
  22. **Demangeat G., 2007**. Transmission des *Nepovirus* par les nématodes *Longidoridae*. *Virologie* 11 (4) : 309-330.Pp.
  23. **Dias, H.F., 1950**. Chlorose infecciosa da videira (panachure ou mosaic branco). *Comunçoes 13o Congresso Luso-Espanol sobre Progreso Cientifico*, n, 167Pp.
  24. **Dubois J.M. et Deshaies L., 1997**. Guides de vignobles du Québec: sur la route des vins. Les presses de l'université Laval. (QC). 297 Pp.
  25. **Dunez, J., (1998)**. Maladie à virus et de type viral des arbres fruitières à noyaux. Cours international de la protection des cultures fruitières méditerranéennes. *IAM, Bari*, 64 Pp.
  26. **Fuchs, M., Pinck, M., Etienne, L., Pinck, L. et Walter, B., 1991**. Characterization and detection of grapevine fanleaf virus by using cDNA probes. *Phytopathology*, V. 81, N°5, 559.Pp.
  27. **Fuchs, M., Pinck, M., Serghini, M.A., Ravelonandro, P., Walter, B. et Pinck, L., 1989**. The nucleotide sequence of satellite RNA in grapevine fanleaf virus strain F13. *J. Gen. Virology*, N°.70, 955.Pp.
  28. **Galet, J.P., (1977)**. Les maladies et les parasites de la vigne. Tome 1(végétaux, champignons, bactéries, viroses et phanérogames). Imprimerie de paysan du midi Montpellier, 871Pp.
  29. **Galet P., 1982**. Les maladies et les parasites de la vigne. Les parasites animaux. Tome II. Ed .Galet. 876 Pp.
  30. **Galet P., 1991**. Précis de pathogènes viticoles. Ed, Tech et Doc. Paris, 264 Pp.
-

31. **Galet P., 1993.** Précis de viticulture. Edi. Déhan, Montpellier. 582 Pp.
  32. **GALET P., 2000.** Précis de viticulture. Ed. JF. 7<sup>ème</sup> édition. 597 Pp.
  33. **Girard G., 2001.** Manuel: base scientifique et techniques de la viticulture. Ed. Lavoisier. Londres, Paris, New York, 334 Pp.
  34. **Halgand F., 2009.** Le court noué de la vigne : état actuel des connaissances. Th. Doc univ. Nantes, en pharmacie. 275 Pp.
  35. **Hans, J.H., Uwe, S. et Harald, P., 1996.** Variation of vioid profiles in individual grapevine plants: novel grapevine yellow speckle vioid 1 mutants show alterations of hairpin I. J. Gen. Virology, N°.77, 155-161.Pp.
  36. **Hewitt, W.B., 1970.** Pierce's disease of vitis species in: vitis diseases of small fruits and grapevines. Univ. Calif. Press, Berkeley, 196-200.Pp.
  37. **Hewitt, W.B., Raski, D. J. ET Goheen, A.C., (1958).** Nematode vector of soil-borne fanleaf virus of grapevines. Phytopathology, N°48, 586-595Pp.
  38. **Heyns J., (1974).** The genus *Xiphinema* in South Africa. I. *X. americanum* Group (*Nematoda, Dorylaimida*). Phytophylactica, N°. 6, 157-164Pp.
  39. **Jonathan E. Oliver. ET Marc F. Fuchs M, 2011.** Fanleaf degeneration/decline disease of grapevines, Department of Plant Pathology and Plant-Microbe Biology, Cornell University, NYSAES, Geneva, NY, En ligne sur: [www.nysipm.cornell.edu/factsheets/grapes/diseases/fanleaf.pdf](http://www.nysipm.cornell.edu/factsheets/grapes/diseases/fanleaf.pdf).
  40. **Kalasjan, J.A., Litvak, L.A. ET Marinesku, V.G., 1979.** Strukturen in geweiben der weinrebenach infektion mit dem virus der reisighrankheit (grapevine anleaf virus). Arch. Phytopathol, Pflanzenschutz, N°. 15, 373-376.Pp.
  41. **Lamberti, F. et Martelli, G.P., (1965).** On the distribution of *Xiphinema index* Thorne and Allen in some appulian vineyards. Proceedings of the International Conference on Virus and Vector on Perennial Hosts, with Special Reference to Vitis, 353Pp.
  42. **Lamberti, F., Prota, V., Bleve-Zacheo, T. ET Garou, R., (1977).** Studies on the life cycle of *Xiphinema index*. Nematol. Medit., N°. 5, 299-303 Pp.
  43. **Lorrain, (1997).** Les nématodes vecteurs de la dégénérescence infectieuse de la vigne de l'utilisation d'une analyse nématologique. Pro. Agri. ET Viti. V.144, N°15-16, 338-341.Pp.
-

44. **Maggenti, A. R., (1983).** Nematoda: higher classification as influenced by species and family concepts, p 25-40, in Concepts in nematode systemic (Stone, A.R., Platt, H.M. and Khalil, L.T. Eds). Academic Press, New York. 230Pp.
  45. **Margis, R., Viry, M., Pinck, M., et Pinck, L., 1991.** Cloning and in vitro<sup>779</sup> characterization of the grapevine fan leaf virus proteinase ciston. Virology, N° 285 (1-787).Pp.
  46. **Margis, R., Viry, M., Pinck, M., Bardonnnet, N. et Pinck, L., 1994.** Differential proteolytic activities of precursor and mature forms of the 24K proteinase of grapevine fan leaf *Nepovirus*. Virology, N°200, 79Pp.
  47. **Mario C., 1996.** La culture de la vigne. Ecological agriculture projects. 21: 637-644.Pp.
  48. **Martelli G.P. et Boudon-Padieu E, 2006.** Directory of infectious diseases of grapevines and virus and virus like disease of the grapevine: bibliographic report 1998-2004. *Options méditerranéennes*, série B: 55. (CIHEAM), Bari, Italie.
  49. **Martelli G.-P., 1993.** Grapevine degeneration-Fanleaf. In : Martelli GP. (ed). Graft transmissible diseases of grapevines. Handbook for detection and diagnosis, Pp. 9-18. Food and Agriculture Organisation of the United Nations, Rome, Italy.
  50. **Martelli G.P., 1997.** Classification systématique des virus de la vigne. Patho, vege de l'université de Bari. Ed. Centre international des hautes études agronomiques méditerranéen. 17Pp.
  51. **Martelli GP.-P., Savino V.(1988).** Fanleaf degeneration. Pp 48-49 in Compendium of Grape Diseases (R.C. Pearson and A. C. Goheen, Eds). American Phytopathological Society Press, St Paul, Minnesota. 93Pp.
  52. **Martelli, G. P., 1987.** Maladies à virus et semblables au virus dans le bassin méditerranéen Cours virologie, Italie, 12Pp.
  53. **Martelli, G. P., 2000.** Classification and nomenclature of virus. Arch. Virol, N°. 4, 24 -185Pp. (*submitted*)
  54. **Martelli, G.P. ET Taylor, C.E., (1989).** Distribution of virus and their nematode vectors. Adva. Dis. vector RES., N°6, 151-189.Pp
  55. **Martelli, G.P., Cohn, E. ET Dalmasso, N., 1953.** A description of *Xiphinema italiae* Meyl, and its relationship to *Xiphinema arenraruim* Luc et Dalmasso, 1963 and *Xiphinema conuruim* Siddiqi, 1964. Nematologica, N°. 12, (1966), 183-194.Pp.
-

56. **Martin P.A Et Voisin G., 2006** Rapport d'information d'une assemblée nationale N°3435, sur la situation de la viticulture, France .1 - 26.Pp.
57. **Odile C., Rejean B. et Jacques L., 2009.** Gestion raisonnée des principales maladies de la vigne au Québec, 47 Pp
58. **Pantaneli, G.P., 1910.** Sui caratteri morfologici e anatomici del ronchet delle viti americane in sicilia. Rendiconti Regia Accademia dei Lincei, N° 19 (S.V. I SEM), 395-402.Pp.
59. **Pena, Iglesias, et Rubio, Huertos., 1971.** Ultrastructure de hogas de *Chenop oduim quinea* willd, infectada con el virus enrrenado corto infeccioso de la vid. Micr. Española, N°24, 184-190.Pp.
60. **Petri., 1918.** Nuove vedute sulle cause dell arricciamento dela vite. Rendiconti Regia Accademia dei Lincei, N°27 (S.V, II SEM), 271.Pp.
61. **Pfeiffer, Ritzenthaler, Gaire, Schmitt C, Rohfritsch L, Pinck L. et Stussi- Garaud. 2001.** Grapevine fanleaf virus replication occurs on endoplasmic reticulum derived Membranes Extended Abstracts of the 13<sup>th</sup> Meeting of ICVG, Adelaide, 63 Pp.
62. **Pinck L., 1998.** Grapevine fan leaf Nepovirus systelic proteinase, p.719, in Handbook of proteolytic enzymes (Barrett A. J. ET Woesser J. F., Eds), Academic Press, London, 987Pp.
63. **Pinck, L., Fuchs, M., Pinck, M., Ravelonandro, M. ET Walter, B., 1988.** A satellite RNA in grapevine fanleaf virus strain F13. J. Gen. Virology, N° 69, 233-239.Pp.
64. **Quacquarelli, A., Gallitelli, D., Savino, V. et Martelli, G.P., 1976.** Properties grapevine fanleaf virus. J. Gen. Virology, N°32, 349-360Pp.
65. **Reynier A., 2007.** Manuel de viticulture. Edition TEC & DOC. Paris. 10ième Ed. 527Pp.
66. **Reynier A., 2007.** Manuel de viticulture.10ième éd. Lavoisier Tec & Doc. Paris.600Pp.
67. **Ritzenthaler, C., Pinck, M. ET Pinck, L., 1995.** Grapevine fanleaf Nepovirus P38 putative movement protein is not transiently expressed and is a stable final maturation product in vitro“. J. Gen. Virology, N° 76, 907-915.Pp.
68. **Ritzenthaler, C., Viry, M., Pinck, M., Margis, R., Fuchs, M. ET Pinck, L., 1991.** Complete nucleotide sequence and genetic organization of grapevine fanleafRNA-1.J.Gen.Virology, N°72, 2357- 2365.Pp.
-



69. **Saldarelli, P., Minafra, F. et Walter, B., 1993.** Impiego diibosomde chemillunesceni nella certificazione sanitaria del pomodoro. *Vitis*, N° 32, 99.Pp.
70. **Sanchez, F., Chay, C., Borje, Mj. Rewhani, A., Romero, J., Bruening, G., et Ponz, F., 1991.** CDNA sequence of capsid protein gene and 3' untranslated region of a fanleaf isolate of *GFLV*. *Nucleic Acid. Res.*, 19, 5440.Pp.
71. **Saric, A. ET Wrischer, M., 1975.** Fine structure changes in different host plants induced by grapevine fanleaf virus. *Phytopathol.*, N° 84, 97-104.Pp.
72. **Savino, V., Boscia, D. et Martelli, G.P., 1985.** Incidence of some graft transmissible virus like diseases of grapevine in visually selected and beat treated from southern Italy". Proceedings of the 8h Meeting of ICVG, Bari, Sassari, Research, 251Pp.
73. **Serghini, M.A., Fuchs, M., Pinck, M., Reinbolt, J., Walter, B. and Pinck, L., 1990.** RNA2 of grapevine fanleaf virus: sequence analysis and coat protein cistron location". *J. Gen. Virology* 71, 1433.Pp.
74. **Siddiqi, M.R., (1974).** *Xiphinema index*, CIH description of plant parasitic nematode set 3. N°45. Common weath agricultural bureau, England, 4Pp.
75. **Simon J.L., Eggenberger W., Koblet W., Mischler M ET Schwarzenbach J., 1992.** *Viticulture*. Ed. Payot, Lausanne. 223Pp.
76. **Taylor C.E & Brown D.J.F., 1997.** *Nematode Vectors of plant Viruses*. CAB International, Wallingford, 286Pp.
77. **Taylor, C.E. ET Robertson, W.M., (1970).** Sites of virus retention in the alimentary tract of the nematode vectors *Xiphinema discersicaudatum* Micol and *X.index* Thorne and Allen". *Ann. Appli. Biologie*, N°66, 375-380.Pp.
78. **Taylor, C.E., 1968.** Introduction à la recherché sur les nématodes phytoparasites Mannel F.A.O., 135 Pp
79. **Van Regenmortel, M.H., Fauquet, C.M., Bichop, DHL., Carstents, E.B., Estes, M.K., Maniloff, J., Mayo, A.M., Geoch, D.J., Pringle, C.R. et Wichmer, R.B.,2000.** The classification and nomenclature ofviruses. The serenth report of international committee on taxonomy of viruses (book) Academic press, Sendiego, 1167Pp
80. **Viala P., Vermorel V. 1910.** *Traité général d'ampélographie*. Ed. Masson vol. 2, Paris, 255 Pp.
81. **Viala., 1893.** *Les Maladies de la Vigne*. Ed. G. Masson, Paris, 183p.
82. **Villa P., 2005.** *La culture de la vigne*. Ed. De Vecchi, 156 Pp.
-

83. **Walter, B., Martelli, G. P ET Pinck, L., 2001.** Description of plant viruses: Grapevine fan leaf virus. (2001), [www.dpvweb.net/dpv/showdpv- php? dpvno=385# intro](http://www.dpvweb.net/dpv/showdpv- php? dpvno=385# intro)
84. **Walter, B., 2000.** Sanitary selection of the grapevine. Ed. INRA, France, 225 Pp.