

TD
25



LABORATORIO DE ZOOLOGÍA APLICADA

Departamento de Fisiología y Zoología

**CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS Y SANITARIAS DE LAS
POBLACIONES DE VID SILVESTRE, *Vitis vinifera* L.
subespecie *sylvestris* (GMELIN) HEGI EN ANDALUCÍA.
ESTRATEGIAS DE PROPAGACIÓN Y CONSERVACIÓN.**

**Antonio Gallardo Cano
Sevilla, septiembre de 2005**

TD
25

UNIVERSIDAD DE SEVILLA
SECRETARIA GENERAL

Queda registrada esta Tesis Doctoral
al folio 071 número 310 del libro
correspondiente.

Sevilla, 17-10-05.

El Jefe del Negociado de Teoría

Alena Capello



Facultad de Biología
Biblioteca

Doy mi autorización a la Biblioteca de esta Facultad para que mi
Tesis Doctoral

Características ecológicas y genéticas
de las poblaciones de Uid silvestre en Andalucía.
Estrategias de propagación y conservación.

Sea consultada, según la modalidad/es indicadas:

- Consulta en depósito.
- Préstamo interbibliotecario.
- Reproducción parcial.
- Reproducción total.
- Tipo de usuarios.
- Otros términos.

Firmado: D. ANTONIO GALLARDO CANO

Sevilla, a 23 de ENERO de 2006

0-11065176



LABORATORIO DE ZOOLOGÍA APLICADA

Departamento de Fisiología y Zoología

**CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS Y SANITARIAS DE LAS
POBLACIONES DE VID SILVESTRE, *Vitis vinifera* L. subespecie
sylvestris (GMELIN) HEGI EN ANDALUCÍA. ESTRATEGIAS DE
PROPAGACIÓN Y CONSERVACIÓN.**

Memoria presentada por D. Antonio Gallardo Cano para optar al
grado de doctor en Biología por la Universidad de Sevilla.

**Antonio Gallardo Cano
Sevilla, septiembre de 2005**

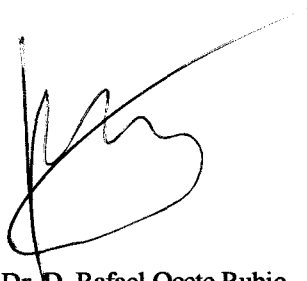
**CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS Y SANITARIAS DE LAS
POBLACIONES DE VID SILVESTRE, *Vitis vinifera* L. subespecie
sylvestris (GMELIN) HEGI EN ANDALUCÍA. ESTRATEGIAS DE
PROPAGACIÓN Y CONSERVACIÓN.**

Memoria presentada por D. Antonio Gallardo Cano para optar al
grado de doctor en Biología por la Universidad de Sevilla.


Sevilla, septiembre de 2005

vº Bº.

Los Directores



Fdo. Dr. D. Rafael Ocete Rubio
Profesor Titular de Biología Animal
Universidad de Sevilla



Fdo. Dr. D^a. M^a Angeles López
Martínez
Profesor Titular de Biología Animal
Universidad de Sevilla



Fdo. Dr. D^a. Manuel Cantos
Barragán
Instituto de Recursos Naturales y
Agrobiología de Sevilla (IRNAS)
(CSIC)



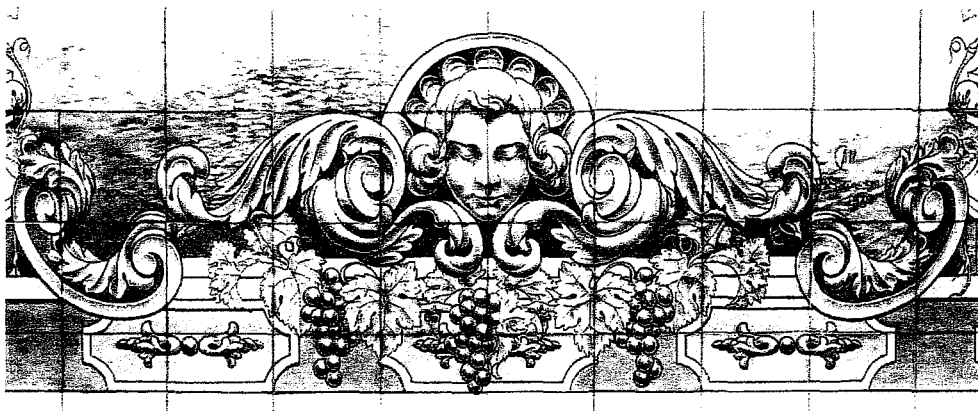
*El arte de hacer el vino es
uno de los primeros que ha ejercido el hombre civilizado.*

(CHAPTAL, 1803)

A mis padres

A Sonia y Marianela

A D.Simón de Rojas Clemente
x



AGRADECIMIENTOS

AGRADECIMIENTOS

Desde estas líneas quiero expresar mi más sincero agradecimiento a todas aquellas personas que han hecho posible la realización de esta Tesis Doctoral:

- D. Gumersindo Borrero Fernández, Ingeniero de Montes y Jefe del Servicio de Recursos Forestales de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía, por haber propiciado el Contrato de Asistencia Técnica para el Estudio y Conservación de las Vides Silvestres de Andalucía, del que he sido becario; por su incondicional disposición y su interés por la vid silvestre.
- D. Miguel Lara Benítez, Ingeniero Técnico Agrícola, y coordinador de los proyectos de uva de mesa y de vinificación de Andalucía, adscrito al C.I.F.A. Rancho de La Merced, en Jerez de la Frontera, dependiente del Instituto Andaluz de Investigación y Formación Agraria, Pesquera, Alimentaria y de la Producción Ecológica de la Junta de Andalucía, por poner a mi disposición sus amplios conocimientos sobre el tema, por sus buenos consejos, material fotográfico y de campo.
- Dr. D. Antonio Troncoso de Arce, del Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla (IRNAS), dependiente del CSIC, que ha colaborado en el desarrollo de las pruebas de propagación, conservación y estrés abiótico de las plántulas de vid silvestre; por su inestimable ayuda como pionero en técnicas de cultivo *in vitro* de vid.

- Dra. D^a Rosa Arroyo García, investigadora del Departamento de Biotecnología del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias (INIA), quien ha llevado a cabo el estudio genético, mediante microsatélites nucleares, sobre parte de las poblaciones estudiadas.

- Dr. D. Osvaldo Failla, Profesor Asociado del Departamento de Producción Vegetal de la Università degli Studi di Milano (Italia), por su apoyo bibliográfico en el tema de la domesticación de la vid.

-

- Dr. D. Francisco Ferragut Pérez, del Departamento de Ecosistemas Agroforestales del Instituto Agroforestal Mediterráneo, Universidad Politécnica de Valencia, por la determinación de los ácaros enemigos naturales de fitófagos; por su dedicación y tiempo.

- Dra. D^a M. Elvira Ocete Rubio, Directora del Departamento de Fisiología y Zoología de la Universidad de Sevilla, por su atenta acogida como becario en el mismo y por iniciarme en el apasionante mundo de los insectos con sus clases.

- Dr. D. Francisco Javier Soria Iglesias, Profesor Titular del Laboratorio de Entomología Aplicada, del Departamento de Fisiología y Zoología de la Universidad de Sevilla, colaborador en la confección en la parte gráfica de esta memoria; por su inestimable ayuda, su apoyo y su amistad.

- Dra. D^a Agustina Jiménez Pino, del Laboratorio de Entomología Aplicada, del Departamento de Fisiología y Zoología de la

Universidad de Sevilla, quien me ha apoyado constantemente durante la realización de este estudio. Gracias Tina por el tiempo compartido y la alegría siempre transmitida.

- Dr. D. Miguel Villagrán Pinteño, del Laboratorio de Entomología Aplicada, del Departamento de Fisiología y Zoología, que ha aportado sus conocimientos para el tratamiento estadístico de los datos; por su disposición y sus buenos consejos.
- Dra. D^a Carmen Santos Lobatón, Profesora Titular del Departamento de Fisiología y Zoología de la Universidad de Sevilla, por cederme la información bibliográfica del campo de la Nematología, por el interés mostrado en el desarrollo de esta tesis.
- Dr. D. Isidoro Gómez Parrales, Profesor Asociado del Departamento de Cristalografía, Mineralogía y Química Agrícola de la Universidad de Sevilla, por su inestimable ayuda en la clasificación de los suelos; por su afecto y la amistad compartida en tantos buenos ratos.
- D^a Juana Liñán Benjumea, Ingeniero Técnico Agrícola, del Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla (IRNAS), dependiente del CSIC, por sus continuas enseñanzas en el campo de la propagación, conservación y estrés abiótico de las plántulas de vid silvestre.
- D^a Elena Grau Jiménez, Catedrática de Griego, por la traducción de varios textos antiguos.

- D^a Zsuzsa Dancsházy, Ingeniera de Información del Ministerio de Agricultura de Hungría, por su aporte en el tema legislativo de protección de la vid silvestre en ese país.
- Dra. D^a Annik Schnitzler, Profesora de la Universidad de Metz (Francia), por su aporte en el tema legislativo de protección de la vid silvestre en Francia.
- Dra. D^a Claire Arnold, del National Centre of Competence in Research "Plant Survival". Universidad de Neuchâtel (Suiza), por su aporte en el tema legislativo de protección de la vid silvestre en Alemania.
- Dra. D^a M.Ángeles Pérez Izquierdo, por su labor en la toma de muestras en diversas salidas al campo.
- Y finalmente a los directores de esta tesis:
- Dr. D. Manuel Cantos Barragán, investigador del Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla (IRNAS), dependiente del CSIC. Gracias por tu inestimable ayuda, el tiempo empleado y los conocimientos. Contigo he aprendido a disfrutar de la fisiología vegetal.
- Dra. D^a M. Ángeles López Martínez, Profesora Titular del Departamento de Fisiología y Zoología de la Universidad de Sevilla. Gracias por traerme a este departamento, por la confianza que has depositado en mí, por tu cariño y por una amistad que espero duradera.

- Dr. D. Rafael Ocete Rubio, Profesor Titular del Departamento de Fisiología y Zoología de la Universidad de Sevilla, por hacer posible la realización de esta tesis. Gracias a ti, Rafael, me cautivó la vida silvestre, además permitiste que lo tuviera todo al alcance de la mano para completar mi formación. Gracias porque contigo todo es un continuo aprendizaje.



ÍNDICE

INDICE

I.- INTRODUCCIÓN Y MOTIVO DE ESTA TESIS.....	1
II.- DIFICULTADES DE ESTE ESTUDIO.....	11
III.- ORÍGENES DE LA VID EUROASIÁTICA.....	15
IV.- HIPÓTESIS SOBRE LOS PROCESOS DE DOMESTICACIÓN DE LA VID.....	21
- IV.1. Hipótesis de Noé.....	29
- IV.2. Hipótesis de centros de domesticación secundarios.....	30
V.- LOCALIZACIÓN Y CARTOGRAFIADO DE LAS POBLACIONES DE VID SILVESTRE ANDALUZAS: EVALUACIÓN DEL GRADO DE PARENTESCO DE ALGUNAS DE ELLAS.....	37
- V.1. Introducción.....	39
- V.2. Material y métodos.....	44
- V.3. Resultados y discusión.....	46
- V.3.1. Córdoba.....	50
- V.3.2. Cádiz.....	52
- V.3.3. Huelva.....	55
- V.3.4. Sevilla.....	57
- V.3.5. Jaén.....	60
- V.3.6. Granada.....	63
- V.3.7. Málaga.....	65
- V.3.8. Almería.....	67
- V.3.9. Evaluación del grado de parentesco.....	67
VI.- HÁBITATS DE LA VID SILVESTRE. PRINCIPALES TUTORES Y FLORA ADYACENTE.....	69
- VI.1. Introducción.....	71
- VI.2. Material y métodos.....	76

V.2.1 Preparación del extracto de saturación.....	77
V.2.2. Determinación del pH.....	77
V.2.3. Determinación de la conductividad eléctrica (C.E.)..	77
V.2.4. Determinación del sodio y Potasio solubles.....	78
V.2.5. Determinación del cloro.....	78
V.2.6. Determinación del fósforo disponible.....	78
V.2.7. Determinación de la materia orgánica oxidable.....	79
V.2.8. Determinación del carbonato cálcico.....	79
V.2.9. Determinación del calcio v magnesio solubles.....	79
V.2.10. Determinación del nitrógeno.....	80
- VI.3. Resultados y discusión.....	81
VII.- PROBLEMÁTICA PARA LA CONSERVACIÓN DE LA VID SILVESTRE EN ANDALUCÍA.....	89
- VII.1. Introducción.....	91
- VII.2. Material y métodos.....	93
- VII.3. Resultados y discusión.....	94
VIII.- PRINCIPALES PLAGAS DE LA VID SILVESTRE.....	101
- VIII.1. Introducción.....	103
- VIII.1.1. Insectos.....	106
- VIII.1.1.1. <u>Filoxera</u>	106
- VIII.1.1.1.1. Origen de la plaga.....	106
- VIII.1.1.1.2. Descubrimiento de la filoxera en España.....	109
- VIII.1.1.1.3. Síntomas.....	109
- VIII.1.1.1.4. Filoxera y vid silvestre.....	114
- VIII.1.1.2. <u>Altica</u>	114
- VIII.1.1.3. <u>Mosca blanca</u>	117
- VIII.1.1.4. <u>Mosquito verde</u>	118
- VIII.1.1.5. <u>Otras plagas</u>	122
- VIII.1.2. <u>Ácaros</u>	125
- VIII.1.2.1. <u>Erinosis</u>	125

- VIII.1.2.2. <u>Acariosis</u>	127
- VIII.1.2.3. <u>Araña amarilla</u>	129
- VIII.1.3. Nematodos.....	130
- VIII.2. Material y métodos.....	131
- VIII.3. Resultados y discusión.....	134
- VIII.3.1. Insectos.....	135
- VIII.3.1.1. <u>Filoxera</u>	135
- VIII.3.1.2. <u>Altica</u>	137
- VIII.3.1.3. <u>Mosca blanca</u>	139
- VIII.3.1.4. <u>Mosquito verde</u>	140
- VIII.3.1.5. <u>Otras plagas de insectos</u>	141
- VIII.3.1.5.1. <u>Áfidos</u>	141
- VIII.3.1.5.2. <u>Tisanópteros</u>	142
- VIII.3.1.5.3. <u>Lepidópteros</u>	143
- VIII.3.1.5.4. <u>Ortópteros</u>	144
- VIII.3.1.5.5. <u>Isópteros</u>	145
- VIII.3.2. <u>Ácaros</u>	145
- VIII.3.2.1. <u>Erinosis</u>	145
- VIII.3.2.2. <u>Acariosis</u>	150
- VIII.3.2.3. <u>Araña amarilla</u>	152
IX.- ENEMIGOS NATURALES.....	153
- IX.1. Introducción.....	155
- IX.2. Material y métodos.....	157
- IX.3. Resultados y discusión.....	159
- IX.3.1. <u>Neurópteros</u>	159
- IX.3.2. <u>Coleópteros</u>	161
- IX.3.3. <u>Ácaros</u>	162
- IX.3.3.1. <u>Ácaros fitoseidos</u>	162
- IX.3.3.2. <u>Ácaros tideidos</u>	168
- IX.3.3.3. <u>Ácaros oribátidos</u>	169

- IX.3.4. Dípteros.....	169
X.- ENFERMEDADES DE LA VID SILVESTRE EN ANDALUCÍA.....	171
- X.1. Introducción.....	173
- X.1.1. Oídio.....	173
- X.1.2. Mildiu.....	176
- X.2. Material y métodos.....	179
- X.3. Resultados y discusión.....	179
XI.- PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS AMPELOGRÁFICAS DE LA VID SILVESTRE Y ESTUDIO MORFOMÉTRICO DE LAS SEMILLAS.....	187
- XI.1. Introducción.....	189
- XI.2. Material y métodos.....	199
- XI.2.1. Medición de parámetros foliares.....	200
- XI.2.2. Morfometría de las semillas.....	202
- XI.3. Resultados y discusión.....	207
- XI.3.1. Medición de parámetros foliares.....	207
- XI.3.2. Morfometría de las semillas.....	212
XII.- USOS TRADICIONALES DE LA VID SILVESTRE.....	225
- XII.1. Introducción.....	227
- XII.2. Material y métodos.....	227
- XII.3. Resultados y discusión.....	228
- XII.3.1.- Usos alimenticios.....	228
- XII.3.2.- Usos medicinales.....	232
- XII.3.3.- Empleo como portainjerto y plantación de ejemplares masculinos para favorecer el cuajado de las variedades cultivadas.....	233

- XII.3.4.- Posibles usos en rituales funerarios.....	234
- XII.3.5.- Otros usos.....	237
- XII.3.6.- Usos de vides silvestres por los indios americanos.....	238
XIII.- EL CULTIVO <i>IN VITRO</i> DE VID SILVESTRE.....	241
- XIII.1.Introducción.....	243
- XIII.1.1. Conceptos generales y breve reseña histórica.....	243
- XIII.1.2. Ventajas e inconvenientes de la micropropagación.....	244
- XIII.1.3. Fases del proceso de micropropagación.....	246
- XIII.1.4. Micropropagación mediante cultivo de yemas apicales y axilares.....	255
- XIII.2. Material y métodos.....	258
- XIII.3. Resultados y discusión.....	262
XIV.- ESTRATEGIAS DE CONSERVACIÓN PARA LA VID SILVESTRE.....	271
- XIV.1. Introducción.....	273
- XIV.1.1. Sistemas de conservación.....	274
- XIV.1.2. Almacenamiento bajo crecimiento continuo.....	277
- XIV.1.3. Almacenamiento bajo crecimiento limitado.....	278
- XIV.1.4. Crioconservación.....	279
- XIV.2. Material y métodos.....	281
- XIV.3. Resultados y discusión.....	282
XV.- ADAPTACIÓN AL EXTERIOR DE PLÁNTULAS DE VID SILVESTRE MICROPROPAGADAS.....	309
- XV.1. Introducción.....	311

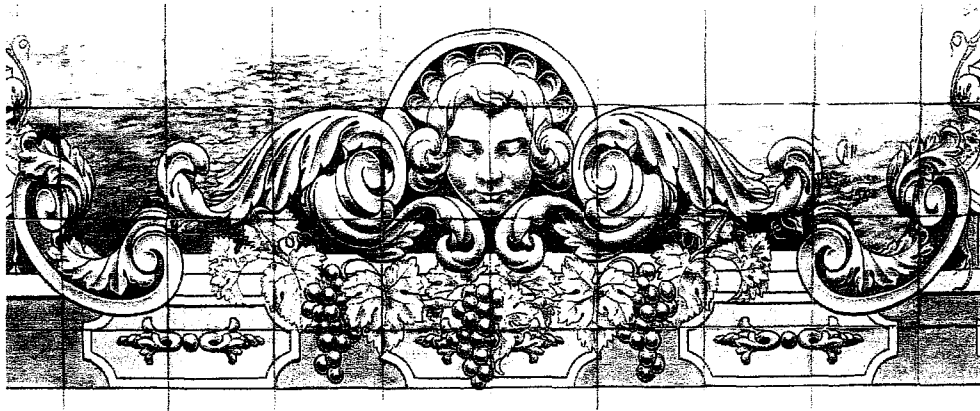
- XV.2. Material y métodos.....	313
- XV.2.1. Paso a maceta de 2 l.....	314
- XV.3. Resultados y discusión.....	315
XVI.- CARACTERIZACION DE LA VID SILVESTRE RESPECTO A LA TOLERANCIA A CONDICIONES SALINAS (NaCl).....	317
- XVI.1. Introducción.....	319
- XVI.1.1. El Efecto de la Salinidad en las Plantas.....	319
- XVI.1.1.1. Efecto osmótico.....	319
- XVI.1.1.2. Efecto específico por iones.....	320
- XVI.1.2. Defensa de la planta frente el estrés salino.....	322
- XVI.1.3. El cultivo <i>in vitro</i> y la salinidad.....	325
- XVI.2. Material y métodos.....	328
- XVI.2.1. Cultivo <i>in vitro</i> de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de NaCl.....	328
- XVI.2.1.1. Material vegetal.....	328
- XVI.2.1.2. Medio de cultivo.....	328
- XVI.2.1.3. Toma de datos.....	329
- XVI.2.2. Ensayo de tolerancia a la sal de plantas en macetas en cámara de cultivo.....	331
- XVI.2.2.1. Material vegetal.....	331
- XVII.2.2.2. Medio de cultivo y diseño experimental.....	331

- XVI.2.3. Tratamientos estadísticos.....	333
- XVI.3. Resultados y discusión.....	333
- XVI.3.1. Ensayo <i>in vitro</i> de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de NaCl.....	333
- XVI.3.1.1. Supervivencia.....	334
- XVI.3.1.2. Pesos fresco y seco relativos y porcentaje de hidratación de las plantas sometidas a estrés salino <i>in vitro</i>	338
- XVI.3.1.3. Longitud media del tallo.....	340
- XVI.3.1.4. Número medio de brotes.....	343
- XVI.3.1.5. Número medio de yemas.....	346
- XVI.3.1.6. Porcentaje de emisión radicular.....	349
- XVI.3.1.7. Número medio de raíces.....	352
- XVI.3.1.8. Longitud media de raíces.....	355
- XVI.3.1.9. Influencia de la concentración de NaCl sobre el contenido de N, K, Ca y Na en plantas de vid silvestre cultivadas <i>in vitro</i> ..	358
- XVI.3.2. Ensayo en cámara de cultivo de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de NaCl.....	363
- XVI.3.2.1. Supervivencia.....	364
- XVI.3.2.2. Longitud media del tallo.....	366
- XVI.3.2.3. Número medio de brotes.....	372
- XVI.3.2.4. Número medio de yemas.....	377
 XVII.- CARACTERIZACION DE LA VID SILVESTRE RESPECTO A LA TOLERANCIA A CONDICIONES DE ALTO CONTENIDO EN CALIZA ACTIVA (CaCO ₃) EN EL SUSTRATO.....	383
- XVII.1. Introducción.....	385

- XVII.1.1. Concepto y distribución de suelos calizos.....	385
- XVII.1.2. La clorosis férrica.....	386
- XVII.1.2.1.-Detección de la clorosis férrica.....	386
- XVII.1.2.2.- Medios de lucha contra la clorosis férrica.....	390
- XVIII.1.3.- La vid y la clorosis férrica.....	391
- XVII.2. Material y métodos.....	395
- XVII.2.1.Cultivo <i>in vitro</i> de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de CaCO ₃	395
- XVII.2.1.1. Material vegetal.....	395
- XVII.2.1.2. Medio de cultivo.....	395
- XVII.2.1.3. Toma de datos.....	396
- XVII.2.2 Ensayo de tolerancia a la caliza activa de plantas en macetas en cámara de cultivo.....	397
- XVII.2.2.1 Material vegetal y medio de cultivo....	397
- XVII.2.2.2. Diseño experimental y parámetros considerados.....	398
- XVII.2.3. Tratamientos estadísticos.....	398
- XVII.3. Resultados y discusión.....	399
- XVII.3.1. Ensayo <i>in vitro</i> de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de CaCO ₃	399
- XVII.3.1.1. Supervivencia.....	399

- XVII.3.1.2. Pesos fresco y seco relativos y porcentaje de hidratación de las plantas sometidas a estrés salino in vitro.....	403
- XVII.3.1.3. Longitud media del tallo.....	405
- XVII.3.1.4. Número medio de brotes.....	407
- XVII.3.1.5. Número medio de yemas.....	408
- XVII.3.1.6. Porcentaje de emisión radicular.....	410
- XVII.3.1.7. Número medio de raíces.....	412
- XVII.3.1.8. Longitud media de raíces.....	414
- XVII.3.1.9. Influencia de la concentración de CaCO ₃ sobre el contenido de Fe en plantas de vid silvestre cultivadas in vitro.....	417
- XVII.3.2. Ensayo en cámara de cultivo de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de CaCO ₃	419
- XVII.3.2.1. Adaptación.....	419
- XVII.3.2.2. Supervivencia.....	420
- XVII.3.2.3. Longitud media del tallo.....	421
- XVII.3.2.4. Número medio de brotes.....	424
- XVII.3.2.5. Número medio de yemas.....	426
XVIII.- VIRUS EN LA VID SILVESTRE.....	431
- XVIII.1. Introducción.....	433
- XVIII.1.1 Enfermedades producidas por virus en la vid..	434
- XVIII.1.2. Virus del Entrenudo corto de la vid o virus de la Degeneración infecciosa (Grapevine fanleaf virus – GFLV).....	434
- XVIII.1.3. Nematodos asociados a la vid.....	437
- XVIII.1.4. Nematodos transmisores del GFLV.....	438
- XI.1 Detección.....	441

- XVIII.2. Material y métodos.....	444
- XVIII.3. Resultados y discusión.....	449
- CONCLUSIONES DE ESTA TESIS DOCTORAL.....	453
- REFERENCIAS.....	463
- ANEXO I: LEGISLACIÓN SOBRE LA VID SILVESTRE EN ALGUNOS PAÍSES EUROPEOS.....	503
- ANEXO II: FICHERO DE LAS POBLACIONES DE VID SILVESTRE EN ANDALUCÍA.....	523



**I.- INTRODUCCIÓN
Y MOTIVO DE
ESTA TESIS.**

I.- INTRODUCCIÓN Y MOTIVO DE ESTA TESIS.

"Más valen dos copas que dos mil palabras"

(DEMÓSTENES, s. IV a.C.)

Las poblaciones de vid silvestre andaluzas corresponden al taxón *Vitis vinifera* L. subespecie *sylvestris* (Gmelin) Hegi.

El diccionario de LA ACADEMIA ESPAÑOLA (1832), define a la denominada "vid salvaje", como *la vid no cultivada que produce las hojas mas ásperas, y las uvas pequeñas, y de sabor agrio, Labrusca.*

Según DE MIGUEL (1897), en su Nuevo diccionario latino-español etimológico, el término *labrusca*, tanto en español como en latín, significa vid silvestre.

Las especies del género *Vitis* se caracterizan por ser leñosas y trepadoras y suelen sujetarse a otros árboles y arbustos mediante zarcillos, en su medio natural (Figura1).

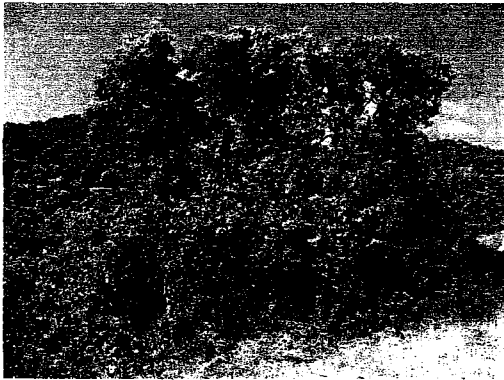


Figura 1.- Parra silvestre tutorada por un acebuche.

Dentro del género *Vitis* hay unas 60 especies descritas, originarias del extremo oriental de Asia, Norteamérica, zona caribeña, Australia, región euroasiática y norte de África. Todas ellas presentan una gran variedad ampelográfica (OLMO, 1976). En la Tabla 1, se recogen las principales especies del

género *Vitis*, según FENGQIN *et al.* (1990); HIDALGO (2000); WANG *et al.* (1995).

Tabla 1.- Principales especies del género *Vitis*.

Especies norteamericanas del género <i>Vitis</i>	Especies del extremo oriental de Asia del género <i>Vitis</i>
<i>V. rupestris</i>	<i>V. adstricta</i>
<i>V. simpsonii</i>	<i>V. amurensis</i>
<i>V. californica</i>	<i>V. bryoniifolia</i>
<i>V. giridiana</i>	<i>V. davidii</i>
<i>V. champinii</i>	<i>V. flexuosa</i>
<i>V. vulpina</i>	<i>V. hancockii</i>
<i>V. berlandieri</i>	<i>V. piasezkii</i>
<i>V. cinerea</i>	<i>V. pseudoreticulata</i>
<i>V. labrusca</i>	<i>V. quinquangularis</i>
<i>V. doaniana</i>	<i>V. romanetii</i>
<i>V. aestivalis</i>	<i>V. sinocinerea</i>
<i>V. candidans</i>	<i>V. sp.</i> (Maihuang grape)
<i>V. linsecumii</i>	<i>V. sp.</i> (Maihuangfuye grape)
<i>V. monticola</i>	<i>V. sp.</i> (Mi grape)
<i>V. riparia</i>	<i>V. sp.</i> (Qinling grape)
<i>V. longii</i>	<i>V. sp.</i> (Xiaofuye grape)
<i>V. arizonica</i>	<i>V. vinifera</i>
<i>V. bicolor</i>	<i>V. wilsonae</i>
<i>V. rubra</i>	<i>V. yenshanensis</i>
<i>V. treleasei</i>	<i>V. lanata</i>
<i>V. cordifolia</i>	<i>V. armata</i>
Especies caribeñas del género <i>Vitis</i>	<i>V. coignetiae</i> (Japón y Corea)

<i>V. caribaea</i>	Especies australianas del género <i>Vitis</i>
<i>V. blancoii</i>	<i>V. antarctica</i>

SOCIETY OF CROP GENETIC RESOURCES (1989) incluye la especie *Vitis ficifoliae* Bunge dentro de las especies chinas, y según CHAO-LUAN *et al.* (2000) también se incluyen las siguientes:

encontrar

Especies chinas del género <i>Vitis</i>	
<i>V. baibuashanensis</i>	<i>V. luochengensis</i>
<i>V. balanseana</i>	<i>V. mengziensis</i>
<i>V. bellula</i>	<i>V. menhaiensis</i>
<i>V. betulifolia</i>	<i>V. piloso-nervosa</i>
<i>V. chunganensis</i>	<i>V. retondii</i>
<i>V. chungii</i>	<i>V. ruyuanensis</i>
<i>V. erythrophylla</i>	<i>V. shenxiensis</i>
<i>V. fengqinensis</i>	<i>V. silvestri</i>
<i>V. hekouensis</i>	<i>V. tsoii</i>
<i>V. heyneana</i>	<i>V. wenchouensis</i>
<i>V. hui</i>	<i>V. wilsonae</i>
<i>V. longquanensis</i>	<i>V. wuhanensis</i>
<i>V. jingganensis</i>	<i>V. zhejiang-adstricta</i>
<i>V. lanceolatifolia</i>	

Las vides silvestres ^{miniscula} Norteamericanas se encontraban por casi todo el continente antes de la colonización. Ejemplo de esto es la hipótesis del descubrimiento de América por el vikingo Erikson alrededor del año 1000. Los vikingos llamaron a la actual Canadá y parte de Estados Unidos "Vinland", que para muchos autores ha venido significando "Tierra de

vides". Al regresar a Europa y contar lo sucedido, el vikingo Tyrkir aseguró que eran vides sin ninguna confusión, ya que eran conocidas por él muy bien en su tierra natal. En 1075, Adam de Bremen también menciona las vides de "Vinland". Actualmente hay algunos autores como Streicher que refutan este significado. Según estos la raíz "vin-" vendría a significar "granjas con pastos verdes". Esta última hipótesis queda respaldada por el hecho de que los registros palinológicos de la zona muestran que en el área en cuestión nunca crecieron vides (ENTERLINE, 2002) (Figuras 2 y 3).



Figura 2.-Mapa altomedieval de Vinland.



Figura 3.- Vista parcial de Vinland en la actualidad.

La vid silvestre europea es de origen euroasiático. Se trata de un parental dioico de las variedades de cultivo, que son hermafroditas, si bien algunas de estas últimas necesitan encarte como es el caso de la variedad Ohanes de Almería.

Las poblaciones de vid silvestre se extienden desde Europa occidental hasta el macizo del Hindo Kush.

Desde finales de los años 30, en el último siglo, se tiene constancia de la alarmante situación de algunas poblaciones europeas de vid silvestre. Concretamente, en Alemania, la canalización del río Rhin destruyó muchos tramos de la vegetación riparia que contenían parras (ISSLER, 1938). Lo acaecido en Alemania es extrapolable al resto de países europeos.

La agresión antrópica de los hábitats de la vid silvestre constituye el principal problema para su supervivencia. Así, las obras públicas (embalses, puentes, trazado de carreteras), la expansión de las zonas agrícolas, incluso, las urbanizadas, junto con diversas intervenciones en bosques de ribera, en algunas zonas coluviales y deltas de algunos ríos son algunas de las causas que han llevado a la vid silvestre a figurar como especie amenazada en la lista roja publicada por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN, 1997) (Figura 4).



Figura 4.- Construcción del pantano de Alqueva.

Otra causa importante de la regresión a la que están siendo sometidas estas parras es la introducción en Europa de ciertas especies de vid norteamericanas, utilizadas como portainjertos, para paliar los efectos causados por la invasión de la filoxera a partir de la segunda mitad del siglo XIX. Éstas han desplazado a los ejemplares silvestres de sus hábitats, como es el caso de importantes ríos de Centroeuropa, como el Danubio (TERPÓ, 1962; 1969; 1974;

OCETE *et al.*, 2000).

En la Península Ibérica, los hábitats que albergan, todavía, una mayor número de poblaciones de vid silvestre, son los bosques de ribera. Ciertos factores como la disponibilidad de agua para riego y la facilidad de acceso, entre otros, hacen que estas zonas sean las más favorables para establecer explotaciones agropecuarias, forestales y zonas de esparcimiento. Debido a esto, los bosques de ribera constituyen uno de los ecosistemas naturales más agredidos por la intervención humana (BLANCO *et al.*, 1998).

(Figuras 5 y 6)



Figura 5.- Aspecto de una parra en otoño.



Figura 6.- Aspecto de una parra en primavera.

En toda Europa, urge conservar *in situ* dichas poblaciones silvestres a la vez que se hace imprescindible la creación de bancos de germoplasma tradicionales e *in vitro* y trabajos de multiplicación en viveros para la regeneración y posterior replantación de estos ejemplares (ARNOLD *et al.*, 2002).

Por otra parte, hay que añadir que, el viñedo se encuentra sometido a una importante y creciente erosión genética (VALLECILLO y VEGA, 1995) y, por tanto, hay que salvaguardar toda la biodiversidad de

las cepas silvestres de Andalucía, que constituyen un importante “pool” genético. Tampoco deben olvidarse las antiguas variedades tradicionales, muy minoritarias en los actuales viñedos andaluces (Figura 7).



Figura 7.- Aspecto de un viñedo riojano en invierno.

El problema de la erosión genética arranca desde muy antiguo, ya que el comienzo de la viticultura pasó por una primera selección de ejemplares hermafroditas, y determinados

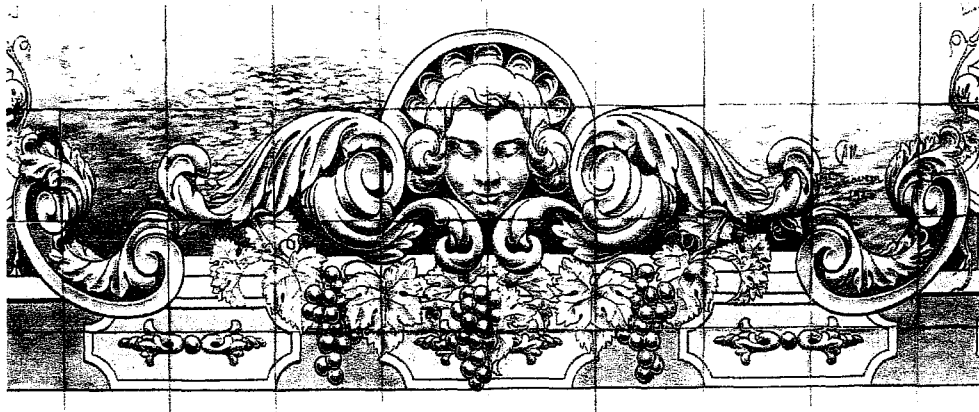
procesos de domesticación que veremos en apartados posteriores (FORNI, 2004). Así se fueron

propagando sólo aquellas plantas que se ajustaban a la necesidad de aquellas sociedades. A estos hechos hay que añadir que en la gran mayoría de las zonas vitícolas se ha producido una importante reducción del número de variedades cultivadas de cada Denominación de Origen, por motivos técnicos y/o por demanda del mercado y se está produciendo una invasión de vides de procedencia extranjera, como es el caso de *Sauvignon blanc*, *Cabernet sauvignon*, *Merlot*, *Shyrah*, etc. que tienden a hacer más homogénea la oferta de vinos a nivel mundial (OCETE *et al.*, 1999). Varias de esas castas son las que se están plantando en Andalucía, con el fin de producir vinos tintos de calidad, que son los más demandados en el mercado actual

Por tanto, la importancia de conservar el mayor número de ejemplares silvestres puede ser de gran utilidad a la hora de hacer ensayos de mejora de las variedades de cultivo, tanto de viníferas como de portainjertos, ya que la vid silvestre ha venido evolucionando libre de la selección artificial humana efectuada desde los comienzos de la viticultura.

Los ejemplares silvestres contienen una importante diversidad génica, como ya se ha comentado. Ésta puede ser aprovechada para conferir a las variedades de cultivo, tanto viníferas como portainjertos, una mayor resistencia frente a ciertas plagas, enfermedades y condiciones abióticas.

Debido a todo lo anteriormente expuesto, esta tesis se engloba dentro de un contrato de asistencia técnica para el estudio y conservación de las poblaciones de vid silvestre que todavía se conservan en Andalucía, suscrito por la Consejería de Medio Ambiente, a través de EGMASA en el año 2001, con objeto de buscar una adecuada figura de protección (Proyecto de Investigación de Referencia 200111299/3 y 200111299/3).



II. DIFICULTADES DE ESTE ESTUDIO

II. DIFICULTADES DE ESTE ESTUDIO.

Era de relevante importancia la realización de un apartado reseñando la inmensa variedad de dificultades que conlleva un estudio de esta envergadura.

a.- Quizás la dificultad más importante, sobre todo en la zona de la Sierra de Cazorla, Segura y Las Villas, ha sido la presencia de portainjertos, híbridos productores directos y otras viníferas escapadas de cultivo, entre las poblaciones de vid silvestre. La correcta diferenciación de estas parras hace que el número de salidas al campo para ver la floración se multiplique.

b.- El vallado de fincas particulares, en las cuáles aparte de no respetarse ni los ríos ni los arroyos, era necesaria la presentación de particulares credenciales de la Consejería de Medio Ambiente. A pesar de ello, en algunos casos seguimos teniendo el constante acoso de los guardas de las fincas y de los dueños.

c.- El difícil acceso a algunas zonas por circunstancias geográficas, o por cercanías con vías de tren o carreteras, donde es imposible estacionarse.

d.- A pesar de que a la hora de planear varias salidas al campo para la localización de las parras hemos contado, con la ayuda de los agentes medioambientales, no siempre ha podido ser posible lograr su compañía, por motivos de servicio.

e.- También han sido un grave problema las diversas especies animales de relevante peligro, ajenas a las vides silvestres, como

es el caso de los perros, el ganado vacuno y, en algunos casos, las colmenas de abejas (Figura 8).

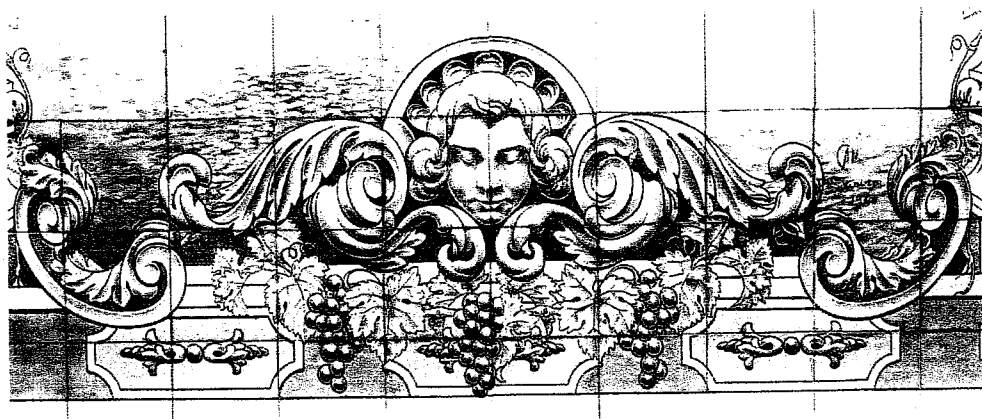
e.- Y por último, y desde el punto del trabajo de laboratorio, el principal problema que nos hemos encontrado han sido la cantidad de contaminaciones en el cultivo *in vitro* producidas en su mayor parte por hongos. Esto hace que la mayoría de las plantas contaminadas mueran y tengamos que empezar de nuevo con su micropropagación (Figura 9).



Figura 8.- Presencia de ganado bovino en una población de vid silvestre.



Figura 9.- Esqueje de vid silvestre contaminado por un hongo.



III.- ORÍGENES DE LA VID EUROASIÁTICA

III.- ORÍGENES DE LA VID EUROASIÁTICA.

Nada es más conveniente a los agricultores que el cultivo de la vid.

(COLUMELA, s. I)

La aparición de los primeros fósiles atribuibles al género *Vitis* datan del Cenozoico, tanto en Europa como en América del Norte, lo que permite afirmar que la vid estaba extendida en todo el Hemisferio Norte hacia finales de la era terciaria, apoyada sobre los árboles del bosque templado del Círculo Polar Ártico, entonces sombreado por grandes masas boscosas (MATHON, 1981). Las pepitas encontradas corresponden a dos grupos, presumiblemente antecesores de los subgéneros *Muscadinia* y *Vitis*. Durante las glaciaciones cuaternarias, estas vides pudieron subsistir en refugios alejados del frente polar y protegidas por masas de agua o por importantes relieves. Curiosamente, todavía no hay una explicación clara al hecho de que al este de las dos grandes masas continentales del Hemisferio Norte (América y Eurasia) aparezcan numerosas especies de *Vitis* con diverso grado de resistencia a patógenos como el oídio y el mildiu. Por el contrario, al oeste (California y Europa), sólo aparece una especie en cada zona (*V. californica* y *V. vinifera*, respectivamente), que además son muy sensibles a los referidos patógenos.

ZOHARY y SPIEGEL-ROY (1975) confeccionaron el siguiente mapa sobre la distribución de la vid silvestre antes de la domesticación (Figura10).

Las actuales poblaciones euroasiáticas son consideradas como un pequeño vestigio de aquellas existentes antes de las glaciaciones cuaternarias. En Europa, la presencia de restos fósiles de plantas

correspondientes a la familia de las Vitáceas comienza a hacerse patente en los estratos de facies continentales del Eoceno. Los hallazgos paleontológicos más antiguos, clasificables como pertenecientes al género *Vitis*, corresponden a fósiles de polen y carpológicos del Neógeno, que han sido clasificados como *V. ludwigii*, *V. islandica* y *V. teutonica*. Los atribuibles a la especie *V. vinifera* L. han sido encontrados a partir del Pleistoceno.



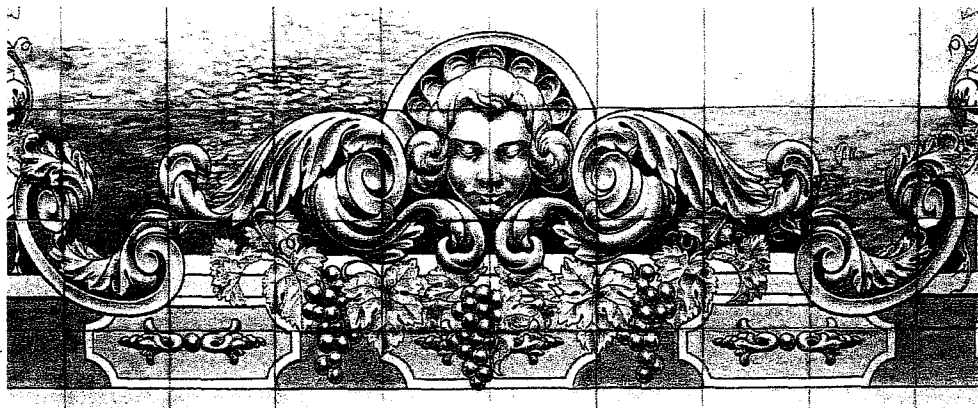
Figura 10.- Mapa de distribución de la vid silvestre (según Zohary y Spiegel-Roy, en el ámbito del Mediterráneo y Próximo Oriente.

En Europa, el refugio más idóneo para la vid en épocas de glaciaciones fue el refugio Póntico (parte oriental del Mar Negro, en la actual Georgia), alejada así de los vientos glaciales de Siberia por la cadena montañosa del Caúcaso (ENJALBERT, 1975; DUQUE y YÁÑEZ, 2004). En este refugio de veranos cálidos y lluviosos, la especie *V. vinifera* consiguió perpetuarse. Y la posterior retirada de los hielos hizo que algunas zonas de latitudes superiores pudiesen ser colonizadas siguiendo los grandes ríos y cauces tributarios (HIDALGO, 2002).

Son muchos los macrofósiles y restos de polen pleistocénicos encontrados en varios países europeos. Entre ellos destacan Reino Unido

(TURNER, 1970), Países Bajos (CASPARIE, 1972), Alemania (FRENZEL, 1968), Polonia (NIKLEWSKY, 1968), Suiza (MÜLLER, 1972), Francia (PLANCHAIS, 1971 y 1977), Italia (BERTOLDI, 1968), Ex Yugoslavia (BEUG, 1960), Grecia (HANSEN y RENFREW, 1978) y Portugal (ELHAÏ, 1964).

Dentro de España, concretamente en Andalucía, se han registrado evidencias palinológicas de la existencia de vid en las turberas de El Padul (Granada), que datan del Pleistoceno Medio (FLORSCHÜTZ *et al.*, 1971) y en la Laguna de Las Madres (Huelva) (RIVERA y WALKER, 1989; STEVENSON, 1985), pertenecientes al Holoceno. Por otra parte, existen pruebas carpológicas de diferentes yacimientos paleolíticos que sirven para avalar la existencia de un consumo humano de las bayas en aquella etapa cazadora-recolectora, que se ha seguido manteniendo después del Neolítico y Calcolítico (BUXÓ, 1997) hasta prácticamente nuestros días, según varias de las citas bibliográficas de los cuatro últimos trabajos señalados.



**IV.- HIPÓTESIS SOBRE LOS
PROCESOS DE DOMESTICACIÓN DE
LA VID**

IV.- HIPÓTESIS SOBRE LOS PROCESOS DE DOMESTICACIÓN DE LA VID.

[...] Y Noé que era labrador, comenzó a labrar la tierra y plantó una viña.

(Génesis, XIX, 20)

La vid es el cultivo frutícola más extendido en el mundo y el más importante en términos económicos (ALLEWELDT & POSSINGHEM, 1988). Según fuentes oficiales de la OIV, en 1996 eran 1.224.000 ha en España y 7.742.000 ha de cultivo vitícola en el mundo.

Como ya hemos referido en anteriores apartados, la vid silvestre es originalmente una especie dioica, con pies de flores masculinas y plantas de flores femeninas (LEVADOUX, 1956). Esta diferenciación era ya conocida en tiempos del Imperio Romano, así el médico griego DIOSCÓRIDES (s. I) refería:

Una que jamás perfecciona sus uvas, sino que siempre las deja en flor, cuyo fructo se dice enanthe (literalmente, flor de vino). Y la otra, que las acaba de madurar, produciendo ciertos granos pequeños, negros y de sabor estípico.

Las plantas domesticadas por el hombre fueron aquellas que le sirvieron para su dieta o son aplicables a sus actividades cotidianas. Sólo se domesticaron las especies útiles y que cuentan con un aumento de productividad, lo que implica un cambio genético. Las principales especies domesticadas, como la vid, los cereales, frijoles, algodón, piña, maíz, remolacha, caña de azúcar, tomate, cacahuete, aguacate, etc. aparecen

plasmadas en el mural titulado *El hombre controlador del universo* o *El hombre en el cruce de caminos*, pintado, en 1934, por el célebre artista Diego Rivera (Museo de Bellas Artes de la Ciudad de México).

Sin embargo, durante el proceso de domesticación, se seleccionaron individuos de flores hermafroditas autopolinizables. Las variedades de vid euroasiática cultivadas son hermafroditas, por lo que se incluyen en la subespecie *sativa* (DC.) Hegi y, muchas de ellas, altamente fértiles.

Hasta el momento, no han sido realizados estudios en la base genética de la transición desde formas silvestres a cultivadas, pero en base a datos arqueológicos, paleobotánicos y etnográficos se puede intentar recomponer las fases de la domesticación de la vid silvestre (FORNI, 2004), X

La primera fase sería un período en el que el hombre no ejerció ninguna presión selectiva sobre las los cultivos, es decir, tanto la vid como otras plantas fueron recolectadas de forma espontánea. Esta fase duró todo el Paleolítico, Mesolítico y parte del Neolítico.

Posteriormente se supone una fase donde el hombre se limitaba a la protección de las plantas salvajes, situadas en sus ambientes naturales o eventualmente nacidas espontáneamente en ambientes antropizados, mediante intervenciones de reducción de la competencia ejercida por parte de especies no útiles, o quizás, también, de intervenciones primitivas de poda con eliminación de partes muertas o dañadas. La presión selectiva ejercida por el hombre en esta fase es muy modesta, pero se piensa que podría haber favorecido a los ejemplares hermafroditas. Esta fase se sitúa en el Neolítico tardío, pero antes de la Edad de Bronce. Las evidencias paleobotánicas, y particularmente los primeros hallazgos

arqueológicos de pepitas alargadas y con pico prominente, dan testimonio de la aparición de caracteres de domesticación.

La última fase se situaría en la Edad de Bronce; estaría conectada con el sedentarismo de las comunidades humanas y a su vez ligada a la introducción del arado. En esta fase, el hombre llevaría consigo pepitas de vid, ya con signos de domesticación, a otras comunidades sedentarias y favorecería a su vez aquellas vides que más provecho le reportaran, ya fuera tamaño de la baya, sabor de la pulpa, etc.

RENFREW (1973) señaló que la domesticación de la vid pudo producirse ya en el tercer milenio, coincidiendo con una amplia expansión poblacional en el sur de Grecia y en las Cícladas, gracias a la aparición de semillas de vid en yacimientos de la zona (Figuras 11 y 12).

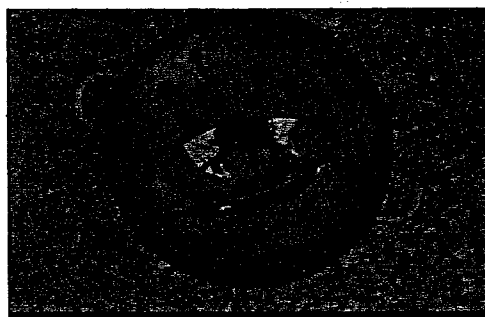


Figura 11.- Cerámica griega que representa a Dionisos navegando en un mar de dulzuras. Museo arqueológico de Munich.



Figura 12.- Ornamentación de una lucerna romana hallada en Almuñecar. Museo arqueológico municipal de Almuñecar.

En el segundo milenio, una característica agrícola importante es la especialización en determinados sistemas de cultivos, responsable de las transformaciones sociales, e incluso políticas, de esta época. En el caso

del policultivo mediterráneo, basado en la vid, el olivo y los cereales de secano, ya veíamos cómo en el tercer milenio el uso de la vid estaba atestiguado en zonas donde estas especies están presentes en la flora natural, sin poder llegar a establecer la seguridad de su explotación cultivada o si se trataba de un aprovechamiento a través de la recolección. Se ha afirmado que la adopción de este sistema agrícola podía estar en la base de unas formas de explotación derivada de los ciclos de productividad de estas plantas, lo que implica un régimen de propiedad y la necesidad de producción de excedentes para intercambiar por otros alimentos, vegetales o no, que completen las dietas de subsistencia.

El desciframiento de la escritura conocida como Lineal B (Figura 13), compuesta por signos o pictogramas, permitió al arqueólogo CHADWICK (1956) hacer un estudio de muchos aspectos de la vida económica y social del mundo micénico de la segunda mitad del segundo milenio. En estas tablillas se comprueba que trigo y cebada eran los cereales fundamentales de la producción agrícola, en una proporción muy similar. Junto a ellos se emplearon, algunas incluso se cultivaron, una sorprendente variedad de plantas para condimentos o aromáticas (cilantro, comino, hinojo, apio, menta o sésamo son buenos ejemplos de ello). Pero no existe ahora duda de que en las tablillas se recoge un cultivo muy extendido de la vid cultivada, para producir vino, que parece pudo ser un artículo de lujo, empleado también en el intercambio.

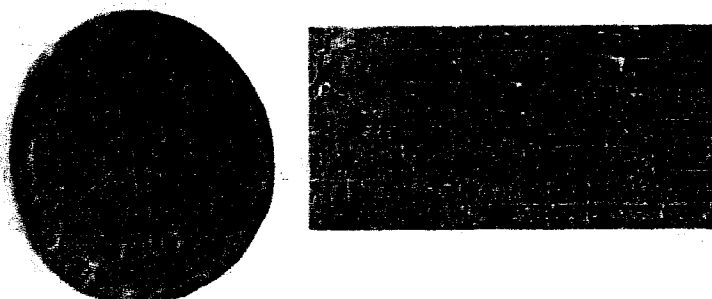


Figura 13.- Escritura Lineal B.

Con el tiempo, se fueron diferenciando diversos grupos o proles de vides, que servían preferentemente para su consumo en fresco, para la producción de pasas o como materia prima de la vinificación. De hecho, se llegan a diferenciar tres grandes grupos: *occidentalis*, compuesto por las variedades de bayas pequeñas cultivadas en Europa central y occidental, destinadas a la vinificación; *orientalis*, que comprende el conjunto de las variedades de uva con racimos grandes, que se consumen como uva de mesa y, por último, el de las *pónticas*, integrado por castas de Asia menor y de Europa oriental, con características intermedias entre los dos anteriores (NEGRUL, 1938) (Figura 14).

De acuerdo con esa agrupación, la *prole orientalis* se encuentra integrada por aquellas variedades cultivadas en Asia central, Afganistán, Irán, Armenia y Azerbaijón. La *prole pontica* está conformada por los vidueños de Georgia, Grecia, y los tradicionales de Bulgaria, Hungría y Rumanía. La *prole occidentalis* comprende todas aquellas variedades cultivadas desde Alemania hasta la Península Ibérica.

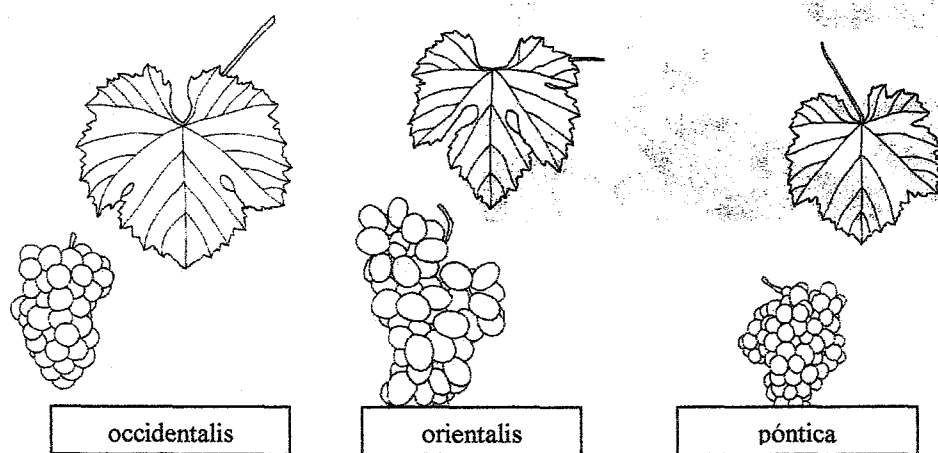


Figura 14.- Proles de la vid, según NEGRUL (1938).

En el libro IX de la Odisea de HOMERO (s. VIII a.C.), en un fragmento sobre el encuentro de Ulises con el cíclope Polifemo, leemos:

“(sobre los cíclopes) (...) Tales hombres bien pudieran tener floreciente la isla: su suelo no es mezquino en verdad; rendiría de todos los frutos, porque tiene unos húmedos prados de hierbas suaves junto al mar espumoso; perennes las vides serían sobre él”.

“El cíclope cogió el vino que Ulises le ofrecía y bebió con deleite salvaje todo el dulce licor y pidió sin pausa otro cuenco: Dame más, no escatimes (...) nuestro fértil terruño también a nosotros da un mosto de racimos egregios y amargos que nutre la lluvia de Zeus; pero esto es efluvio de néctar y flor de ambrosía.”

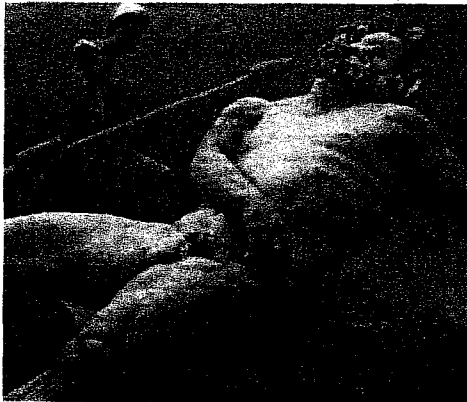


Figura 15.- Cíclope Polifemo embriagado junto a Ulises. Grupo monumental de la gruta de Tiberio en Sperlonga. Museo de Sperlonga (Italia). 80- 90 a.C.

Desde la óptica homérica, Ulises representa al hombre civilizado y como tal pretende presentarse ante los habitantes de la tierra a la que habían arribado, pensando en origen encontrarse con gentes de igual estadio cultural, al emplear la expresión de varones comedores de trigo, como indicativo de individuos que practicaban la agricultura. Sin embargo, en alusión al retraso que muchas poblaciones indígenas aún

mostraban, descubre con sorpresa, y así lo describe, que en realidad todavía se hallaban en la fase de subsistencia basada en la recolección de plantas silvestres, como en este caso parece tratarse de las vides de los cíclopes (Figura 15).

Por tanto, el nacimiento de las primeras comunidades establecidas, habrían favorecido las condiciones del comienzo verdadero de la domesticación (BLUMLER y BYRNE, 1991). En efecto, en el caso de la vid, las plantas nacidas de semillas acumuladas en los basureros, en las márgenes de las comunidades, serían objeto de conatos de cultivación. Se encontrarían sometidas, por parte humana, a protección, selección y multiplicación sucesiva de los mejores ejemplares. De esta manera, la presión selectiva realizada por el hombre, en la elección de las plantas, permitió ir favoreciendo en las castas de cultivo aquellos caracteres útiles en la productividad (hermafroditismo, dimensiones de la baya y de los racimos) y de la calidad del producto (acumulación de azúcares, resistencia a la sequía, etc.). Dicho proceso selectivo va a provocar con el tiempo el fenómeno de erosión genética del viñedo (OCETE et al., 1999), que también afecta a la práctica totalidad de los cultivos del planeta (ESQUINAS-ALCAZAR, 1991; VALLECILLO y VEGA, 1995).

- IV.1. Hipótesis de Noé.

Desde el punto de vista cronológico, los primeros signos de domesticación tuvieron lugar precozmente en la región sirio-anatólico-noroeste-mesopotámica y, a continuación, en la transcaucásica. Es lo que autores como VAVILOV (1926) y NEGRUL (1938) denominaron el "Triángulo de la uva fértil". A esta teoría, se han añadido posteriormente autores como OLMO (1995).

Más recientemente, McGOVERN *et al.*, (1997) y McGOVERN (2004) sustentan que hay suficientes evidencias arqueológicas para asegurar que la primera región donde aparecieron los primeros indicios de domesticación en la vid es la zona Transcaucásica y la península de Anatolia. Es lo que se ha denominado Hipótesis de Noé, basada en la

leyenda bíblica del patriarca Noé, que después del Diluvio Universal plantó una vid en el Monte Ararat, localizado en la península de Anatolia y justo en el centro del Triángulo de la uva fértil de Vavilov (Figura 16).

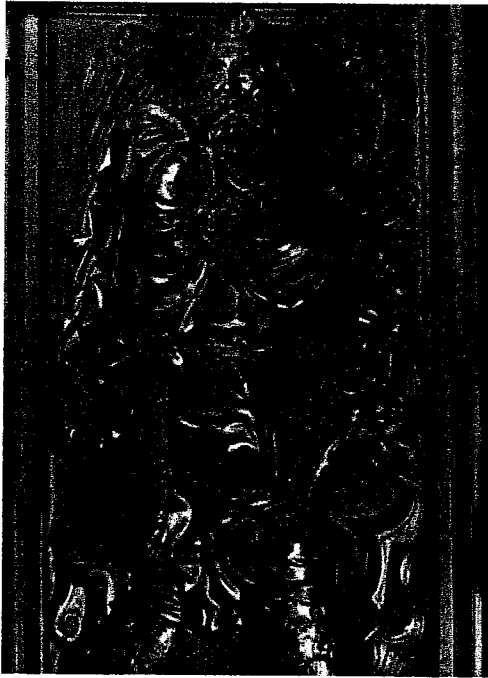


Figura 16.- Noé junto a la vid. Retablo del coro de la Catedral de Toledo. Obra de Bigarny (s. XVI)

Una prueba de ello son los descubrimientos hechos por McGOVERN (2003) de lo que podrían ser los restos de vino más antiguos que se conocen. Datan del Neolítico y han sido hallados dentro de una jarra que estaba en el poblado de Haiji Firuz Tepe, situado en las montañas de Zagros, en el norte de Irán. La cerámica se fabricó entre los años 5.400 y 5.000 antes de Cristo, dos mil antes de las primeras grandes civilizaciones del cercano oriente. La jarra contiene en si interior las sales cálcicas de un ácido tartárico

compuesto que sólo se encuentra en las uvas. También ha sido identificado, mediante análisis químico y cromatográficos, el residuo amarillento de un árbol terebinto, *Pistacia atlantica*, muy común en la zona y cuya resina se utilizaba en la antigüedad como aditivo para que el vino no se avinagrara (Figuras 17-20).

- IV.2. Hipótesis de centros de domesticación secundarios.

Esta hipótesis sugiere que el proceso de domesticación se repetiría a continuación, en otras regiones, entre las que se encontrarían Grecia, Italia, Francia y la Península Ibérica (Figuras 21-23).



Figura 17.-
Obtención de mosto.

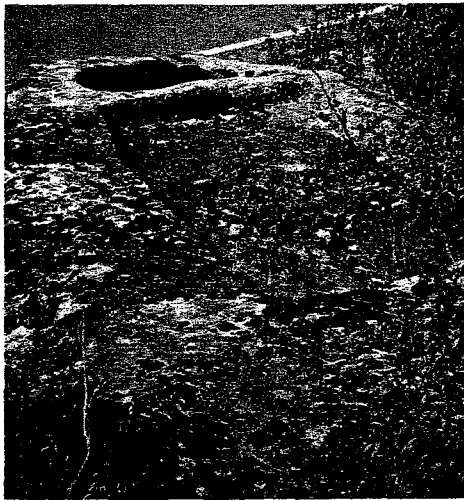


Figura 18.- Lagar
rupestre de San
Miguel de Valero
(Salamanca).

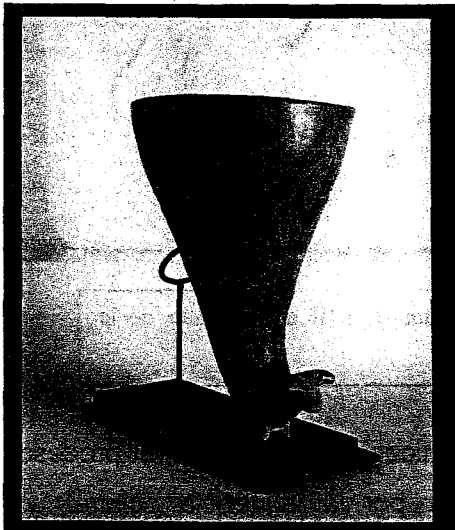


Figura 19.- Ritón
mesopotámico. s. XIII
a.C. Museo de la Cultura del vino-
Dinastía Vivancos.



Figura 20.- Sátiro romano. S. I
a.C. Museo de la Cultura del
vino- Dinastía Vivancos.

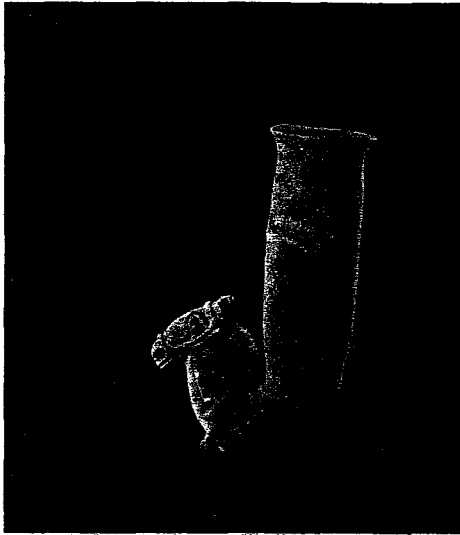


Figura 21.- Ritón con cabeza de camello. Cerámica persa. S.VI a.C. Museo de la Cultura del vino- Dinastía Vivancos.

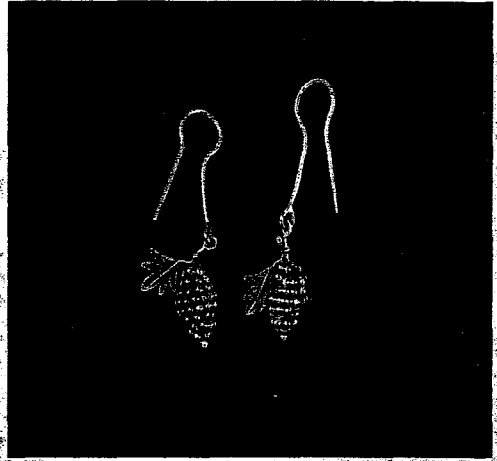


Figura 22.- Pendientes romanos con racimos de uvas. S. I d.C. Museo de la Cultura del vino- Dinastía Vivancos.

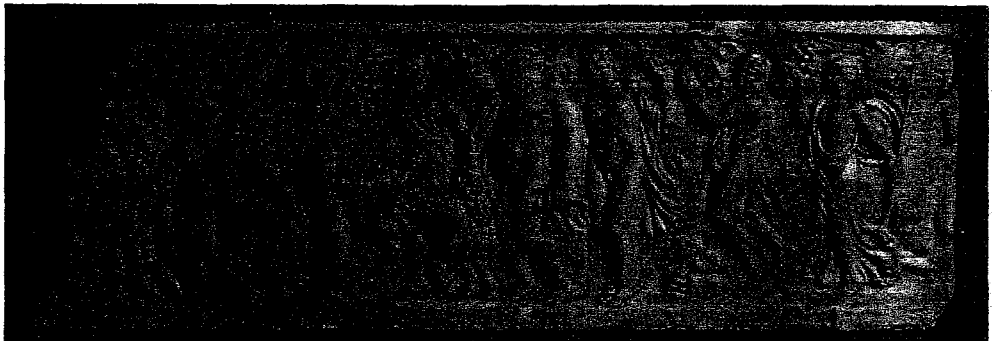


Figura 23.- Frontal de sarcófago. Cultura Romana, s.III a.C. Museo de la Cultura del vino- Dinastía Vivancos

En estas posibles áreas de domesticación secundaria, el proceso fue acelerado y guiado en primer lugar por la influencia cultural, y, después, por las aportaciones directas de las actividades que realizaron los colonos fenicios, griegos y púnicos en la cuenca del Mediterráneo

occidental (Figura 24). Se puede, por tanto, pensar que en las zonas de distribución de la vid silvestre, la introducción en primer lugar del consumo

del vino y, posteriormente, de la viticultura se superpusieron al preexistente sustrato de cultura local, caracterizado por una fase de protodomesticación de la vid, cuyas trazas han sido también documentadas por la arqueología (RIVERA y WALKER, 1989).



Figura 24.- Monumento a los fenicios (Almuñécar).

Sin embargo, tanto la Hipótesis de Noé como los centros de domesticación secundarios tienen que ser testados aún genéticamente con estudios de microsatélites de ADN cloroplástico de muestras recogidas en la zona tanto de vid silvestre como de vid cultivada (VOUILLAMOZ *et al.*, 2004).

Es importante resaltar que la viticultura fue introducida rápidamente fuera de las áreas con poblaciones silvestres, particularmente en Mesopotamia, Líbano, Palestina y Egipto (Figura 25). Basándose en

iconografías y en las indicaciones literarias que testimonian las viticulturas más antiguas, o en aquellas del II milenio a.C., es posible deducir que las variedades cultivadas desde entonces tenían características fenotípicas de total domesticación (McGOVERN *et al.*, 1995).

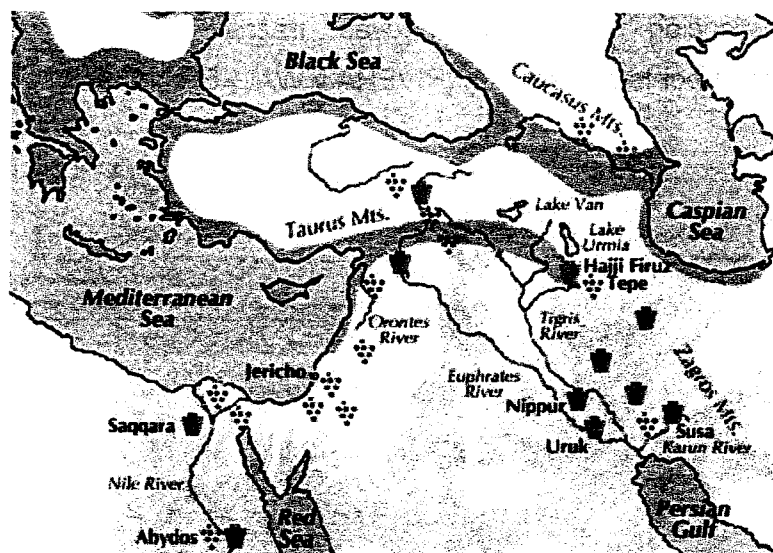


Figura 25.- Mapa del Antiguo Oriente Próximo y Egipto: La zona sombreada de fucsia muestra la distribución actual de vid silvestre. Los racimos indican la existencia de pruebas arqueológicas de la presencia de vid, tanto silvestre como domesticada, desde el Neolítico hasta comienzos de la Edad del Bronce (fundamentalmente entre el 8000-3000 a.C.). Las ánforas indican la presencia de jarras que han contenido vino (6000-3000 a.C.). Extraído de McGOVERN (2003).

En el Antiguo Testamento hay muchas referencias a las vides y al vino. Una de las más importantes, es la de NÚMEROS (cáp.13: 17-24), la cual podría tratarse de una vid silvestre, debido al sitio donde se encontraban (Figura 26):

[...] Enviólos, pues, Moisés á reconocer la tierra de Canaán, diciéndoles: Subid por aquí, por el mediodía, y subid al monte: Y observad la tierra qué tal es; y el pueblo que la habita, si es fuerte ó débil, si poco ó numeroso; Qué tal la tierra habitada, si es buena ó mala; y qué tales son las ciudades habitadas, si de tiendas ó de fortalezas; Y cuál sea el terreno, si es pingüe ó flaco, si en él hay ó no árboles: y esforzaos, y coged del fruto del país. Y el tiempo era el tiempo de las primeras uvas. Y ellos subieron, y reconocieron la tierra desde el desierto de Zin hasta Rehob, entrando en Emath. Y subieron por el mediodía, y vinieron hasta Hebrón: y allí estaban Aimán, y Sesai, y Talmái, hijos de Anac. Hebrón fué edificada siete años antes de Zoán, la de Egipto. Y llegaron hasta el arroyo de Escol, y de allí cortaron un sarmiento con un racimo de uvas, el cual trajeron dos en un palo, y de las granadas y de los higos. Y llamóse aquel lugar Nahal-escol por el racimo que cortaron de allí los hijos de Israel.

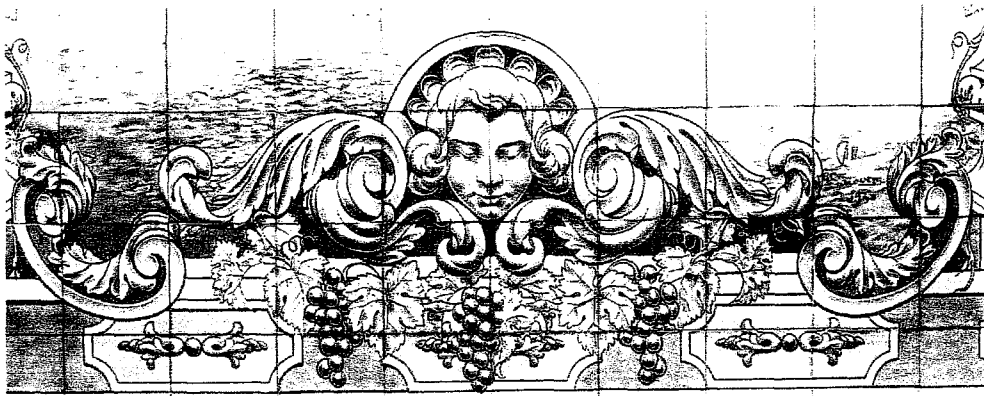


Figura 26.- Relieve que representa a los exploradores de Canaán (exterior de la catedral de Milán).

Para terminar este capítulo, se añade el comentario que LAGUNA (1570) hizo sobre las semejanzas y diferencias entre las vides silvestres y cultivadas:

Ansi como los villanos y rústicos difieren de los que moran en las ciudades, no es alguna sustancial cosa, sino solamente en las muy agrestes costumbres, por haber sido criados sin disciplina, ni más ni menos difieren la vid salvaje de la doméstica, no por otro respecto, sino porque aquesta fue cultivada por mano e industria de los hombres y aquella nació y creció de por sí...





**V.- LOCALIZACIÓN Y
CARTOGRAFIADO DE LAS
POBLACIONES DE VID SILVESTRE
ANDALUZAS: EVALUACIÓN DEL
GRADO DE PARENTESCO DE
ALGUNAS DE ELLAS.**

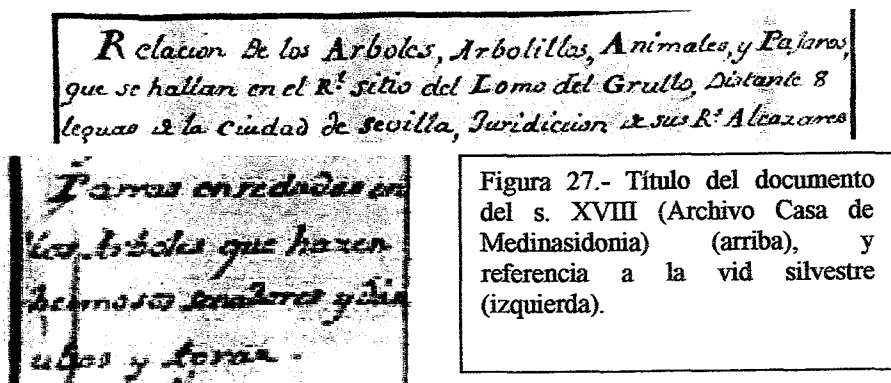
V.- LOCALIZACIÓN Y CARTOGRAFIADO DE LAS POBLACIONES DE VID SILVESTRE ANDALUZAS: EVALUACIÓN DEL GRADO DE PARENTESCO DE ALGUNAS DE ELLAS.

[...] Después Ronda, Sevilla, Andalucía,
con sus bellos paisajes y su flora,
te hicieron olvidar la morería,
que tantos años recorrer añoras.

(Docavo Alberti, A Rojas Clemente)

V.1. INTRODUCCIÓN

La vid silvestre ha sido motivo de estudio en España desde muy antiguo. La primera cita sobre la localización exacta que aparece en Andalucía, concretamente en el actual Parque Nacional de Doñana, se encuentra en un documento del s. XVIII de la Fundación Archivo Casa de Medinasidonia, que aparece recogido por CASTRILLO (2000) (Figura 27). Así, en la relación de árboles, arbolillos, animales y pájaros, que se hayan en el real sitio del Lomo del Grullo dice textualmente: *Parras enredadas en los árboles que hacen hermosos senadores que dan uba y agraz.*



Algo más tarde, CLEMENTE Y RUBIO (1807), cita unas poblaciones con formaciones semejantes en la zona de La Algaida, en Sanlúcar de Barrameda (Cádiz) (Figura 28).



Figura 28.- Monumento a Simón de Roxas Clemente y Rubio en el Real Jardín Botánico de Madrid

Según este autor, estas parras aparecen divididas en cuatro tipos: Palomino bravío (Venatorum), Mantúo bravío (Silvática), Mollar negro bravío (Duhamelii), Garabatona (Diversifolia) y Virgiliana (Virgiliana) (Figuras 29 y 30). Refiriéndose a la primera de ellas dijo textualmente:

"He visto muchos parrones de este vidueño cubriendo los arrayanes del rincón del Lentiscar en La Algaida".



XL GARABATONA. FIG. 29



XLI VIRGILIANA. FIG. 30

Figuras 29 y 30.- Representación de las variedades de vid silvestre, Garabatona y Virgiliana, respectivamente, descritas por Clemente y Rubio en el Pinar de La Algaida.

Sobre la Garabatona, expresó su convencimiento de que fuera muy similar a la variedad silvestre encontrada en el Danubio por Jacquin con estas palabras:

“Es muy afine á esta variedad la que trae Jacquin estampada en su Icones plantarum rariorum, vol.I. Lam. 50, y muy ligeramente descrita en su Collectanea, vol. 3, pag. 160. Jacquin en la suya hoja ninguna con senos que profundicen hasta mas abaxo de la mitad ó sean acorazonados, ni con borra ó pelo, ni de color verde subido. Le pinta un racimo poco apretado y las uvas moradas. Pero como dicha estampa representa pésimamente las flores, y el ramito que se tomó para el dibuxo parece cortado de la punta, es decir mal escogido, puede sospecharse que la planta de Jacquin difiere de la Garabatona mucho menos de lo que aparece por las notas que él expresa. Es de notar que el vidueño de este autor es tambien espontáneo, y muy comun en los montes de las Islas y riberas del Danubio en el Austria baxa.”

Otras citas importantes en Andalucía son las correspondientes a CEBALLOS y MARTÍN BOLAÑOS (1930) en la provincia de Cádiz (Figuras 31 y 32). En referencia a *Vitis vinifera* L, indicaron que su nombre vulgar era parrón o parra. Estas plantas aparecían en el arbolado y matorral espeso de las riberas, gargantas y sitios húmedos, asociándose con quejigos, alisos, fresnos, hiedra, zarzas, etc. Habiendo sido observada en el Arroyo de la Janda (Jerez), Río Alberite (Alcalá), riberas del Guadarranque (Castellar), Río de Ubrique, etc., así como otras poblaciones correspondientes a Málaga (CEBALLOS y VICIOSO, 1933).

ESTUDIO
SOBRE LA
VEGETACIÓN FORESTAL
DE LA PROVINCIA DE CÁDIZ

TRABAJO QUE SE PRESENTA COMO CUMPLIMIENTO
AL PLAN FORESTAL DE LA SIENA, ETC.
LUIS CEBALLOS y MANUEL MARTÍN BOLAÑOS
INGENIEROS DE MONTES

DEL INSTITUTO TECNOLÓGICO DE INVESTIGACIONES Y EXPERIMENTACIÓN

REVISADO POR
ELADIO ROMERO
INGENIERO AJUSTE DEL NUDO INVENTIVA, DESARROLLO DE LA SIENA
ESCUELA DE INGENIEROS DE MONTES Y INGENIEROS TÉCNICOS

MADRID - 1930



Figura 31.- Portada del libro de
CEBALLOS y MARTÍN
BOLAÑOS (1930).

Figura 32.- Fotografía del libro
anterior en la que se muestra el
contacto del Pinar de la Algaida con
la marisma.

En VALDÉS *et al.* (1987) se cita a la vid silvestre en la Sierra Norte de Sevilla y Córdoba, en el litoral gaditano, en Doñana y en el Parque Natural Los Alcornocales.

Antes de la realización de esta tesis, nuestro grupo de investigación tenía constancia aproximadamente de una veintena de poblaciones (OCETE *et al.*, 1999).

Las poblaciones de vid silvestre pueden aparecer tanto en las orillas de ríos y arroyos (poblaciones aluviales) (Figura 33), como en zonas topográficamente más elevadas, como son las laderas de colina y montañas (poblaciones coluviales) (Figura 34), aunque también existen poblaciones mixtas (Figura 35). Asimismo, algunas poblaciones se pueden encontrar en suelos arenosos (OCETE *et al.*, 2004). Otras poblaciones, como ocurre en Europa central y algunas zonas húmedas de la Península Ibérica, pueden encontrarse en posición únicamente coluvial o en las llanuras de inundación de los grandes ríos, como en el caso del Rin y del

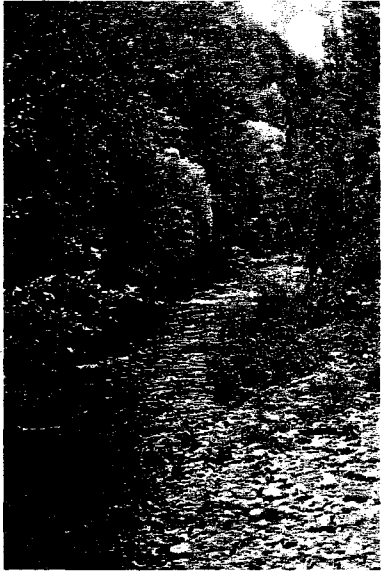


Figura 33.- Aspecto de un bosque de ribera que alberga una población (aluvial) de vid silvestre.

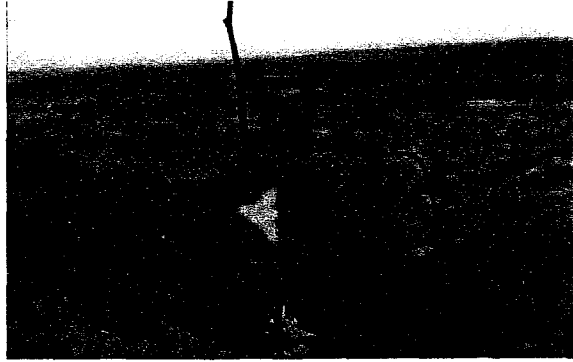


Figura 34.- Vid silvestre en posición coluvial.

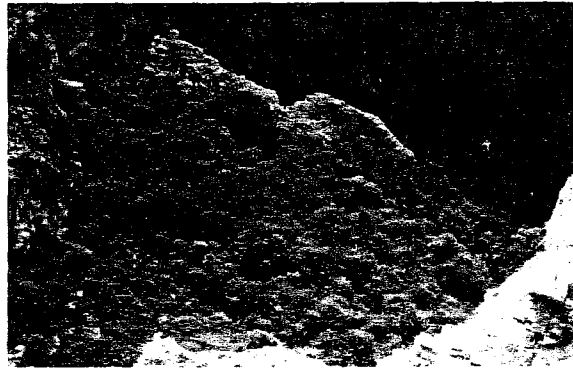


Figura 35.- Población mixta (aluvial y coluvial) de vid silvestre.

Danubio (ARNOLD, ¹⁹⁹⁹2002) (Figura 36). Como ejemplo de poblaciones coluviales en casos extremos, en la costa cantábrica aparecen algunas parras silvestres creciendo en playas y acantilados (Figura 37).

Según las observaciones realizadas en parcelas experimentales por ARNOLD (¹⁹⁹⁹2002) indican que en las formaciones riparias la reproducción de la vid silvestre es fundamentalmente sexual, mientras que en las coluviales es asexual, debido a que en estas últimas, localizadas muchas veces en zonas de ladera, muchos esquejes llegan a enraizar en el suelo reproduciéndose.



Figura 36.- Parras próximas al Rhin de la reserva de Ketscher (Alemania).



Figura 37.- Parras silvestres en los acantilados del Monte Buciero (Santoña, Cantabria).

V.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Las salidas al campo hacia zonas que potencialmente podían albergar vid silvestre se hicieron principalmente entre los meses de marzo de 2000, época de inicio de desborre, y noviembre del 2004, época en la que la vid empieza a perder la hoja, para la localización de las poblaciones.

Con el fin de determinar el sexo de las parras se realizaron visitas a cada población en época de floración, es decir, a principios de mayo, dependiendo de las condiciones climatológicas de cada año.

Las salidas se hicieron con sus correspondientes permisos y ayudas de las guarderías forestales de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía.

Una vez localizadas las poblaciones se procedió a la creación de una base de datos con ACCESS'97 denominada **Vitis silvestris** con diferentes tablas e informes.

La tabla denominada **localización y cartografiado**, correspondiente a este capítulo, posee los siguientes campos:

- **Municipio.**
- **Provincia.**
- **Nº de población:** Se ha añadido este campo porque en un municipio puede haber más de un núcleo poblacional.
- **Longitud inicial:** Las coordenadas están tomadas en sistema U.T.M.
- **Latitud inicial.**
- **Longitud final:** Como la mayoría de las poblaciones no son puntuales las hemos acotado mediante dos coordenadas, inicial y final.
- **Latitud final.**
- **Posición:** Aluvial, Coluvial o sobre arenosol.
- **Nº aproximado de pies de planta.**
- **Nº de plantas masculinas.**
- **Nº de plantas femeninas**

Posteriormente se utilizó esta base de datos para la creación de tres archivos *shapefiles*: **vid punt.shp** (poblaciones puntuales), **vid pol.shp** (poblaciones no puntuales) y **no vid.shp** (sitios muestreados pero carentes de vid silvestre).

Para la visualización de estas poblaciones se utilizó el programa Arcview 3.2 con la ayuda de la Ortofoto Digital de Andalucía.

En el **ANEXO 2** aparece el fichero de las poblaciones estudiadas.

Con idea de evaluar el grado de parentesco de las distintas poblaciones entre sí, se remitieron estaquillas de 16 poblaciones al INIA donde fueron estudiadas por la Dra. D^a Rosa Arroyo García. Se partió de 12 microsatélites nucleares cuyos genotipos fueron analizados con el programa MStrat, que agrupa los individuos en función de la proporción de alelos que comparte, originándose una matriz de distancias genéticas. Posteriormente con la aplicación del programa Phillip se visualizan en forma de dendrograma los resultados.

V.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Como hemos referido en anteriores capítulos la gran mayoría de poblaciones de vid silvestre se localizan en ambientes riparios, ya sean bosques de ribera o en galería, asociados a corrientes fluviales.

En nuestro estudio, hemos encontrado 83 poblaciones en Andalucía hasta la fecha de noviembre de 2004: 24 en la provincia de Córdoba, 23 en la provincia de Cádiz, 16 en la provincia de Huelva, 7 en la provincia de Sevilla, 9 en la provincia de Jaén, 3 en la provincia de Málaga y 1 en la provincia de Granada (Figura 38).

La práctica totalidad de las poblaciones se encuentran en tramos de bosques de ribera, aunque en ocasiones puedan existir poblaciones mixtas, es decir, algunas parras pueden aparecer cercanas a las

corrientes fluviales y otras plantas de la misma población pueden aparecer en zonas topográficamente más elevadas. Otras veces, las plantas aparecen sobre suelos de textura arenosa, con la capa freática muy somera, como es el caso de las que se asientan en las proximidades de la desembocadura del río Guadalquivir, tanto en el pinar de La Algaida, en Sanlúcar de Barrameda (Figura 39), como en la reserva del Parque Nacional de Doñana. En este último caso, algunas parras se distribuyen en la zona de *la vera* (Figura 40), donde afloran los acuíferos, en el límite

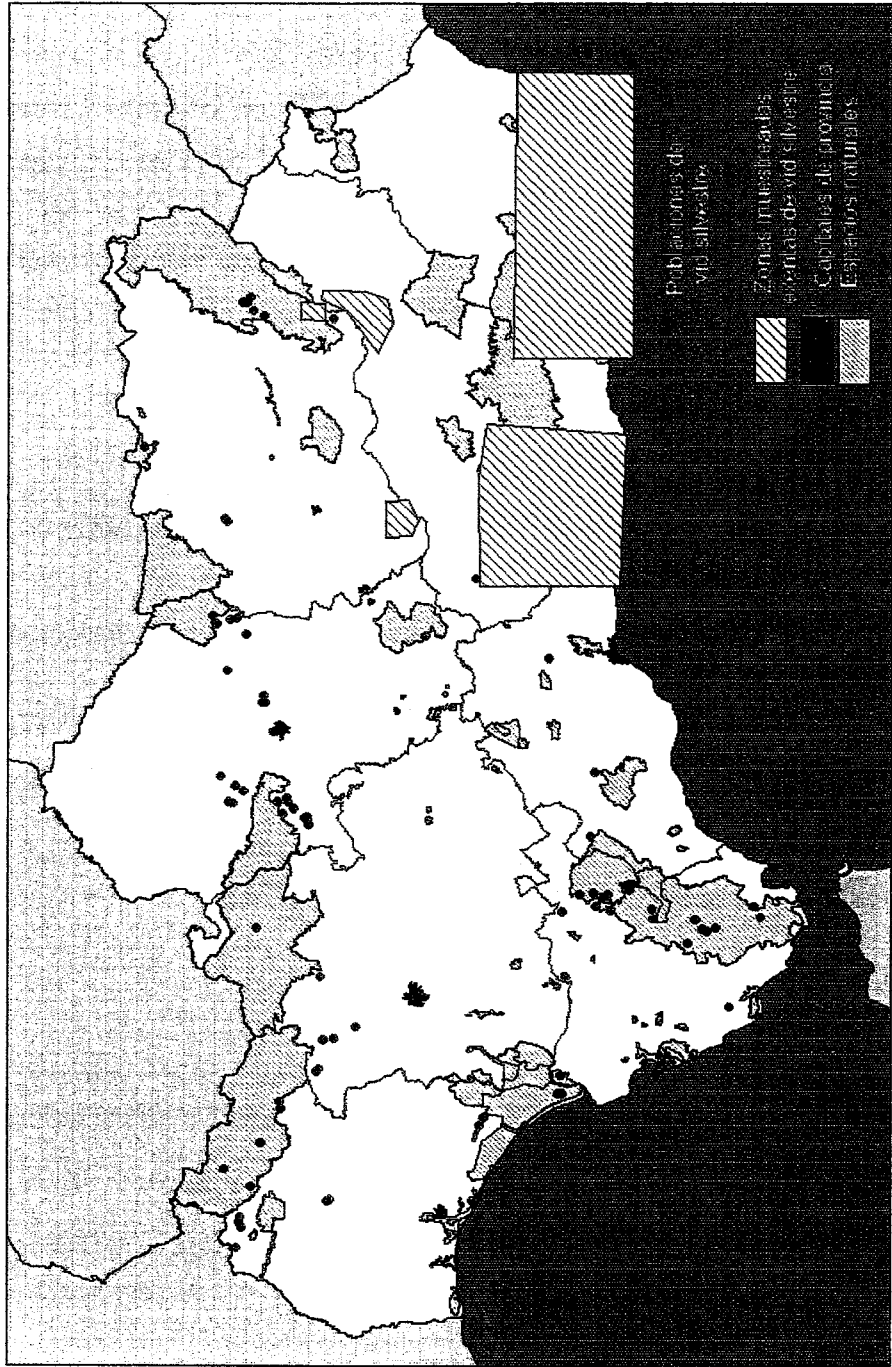


Figura 38.- Mapa de Andalucía en la que se representan las poblaciones encontradas.

entre los arenosoles y los suelos pesados de la marisma, con una salinidad elevada, como ocurre en los márgenes del Lucio del Membrillo.

A continuación, pasaremos a describir las poblaciones encontradas por provincias, con una ficha para cada población con los apartados descritos anteriormente en material y métodos.



Figura 39.- Aspecto de la población del Pinar de la Algaida (Sanlúcar de Barrameda).



Figura 40.- Parras en la zona de la Vera (Parque Nacional de Doñana).

V.3.1. CÓRDOBA.

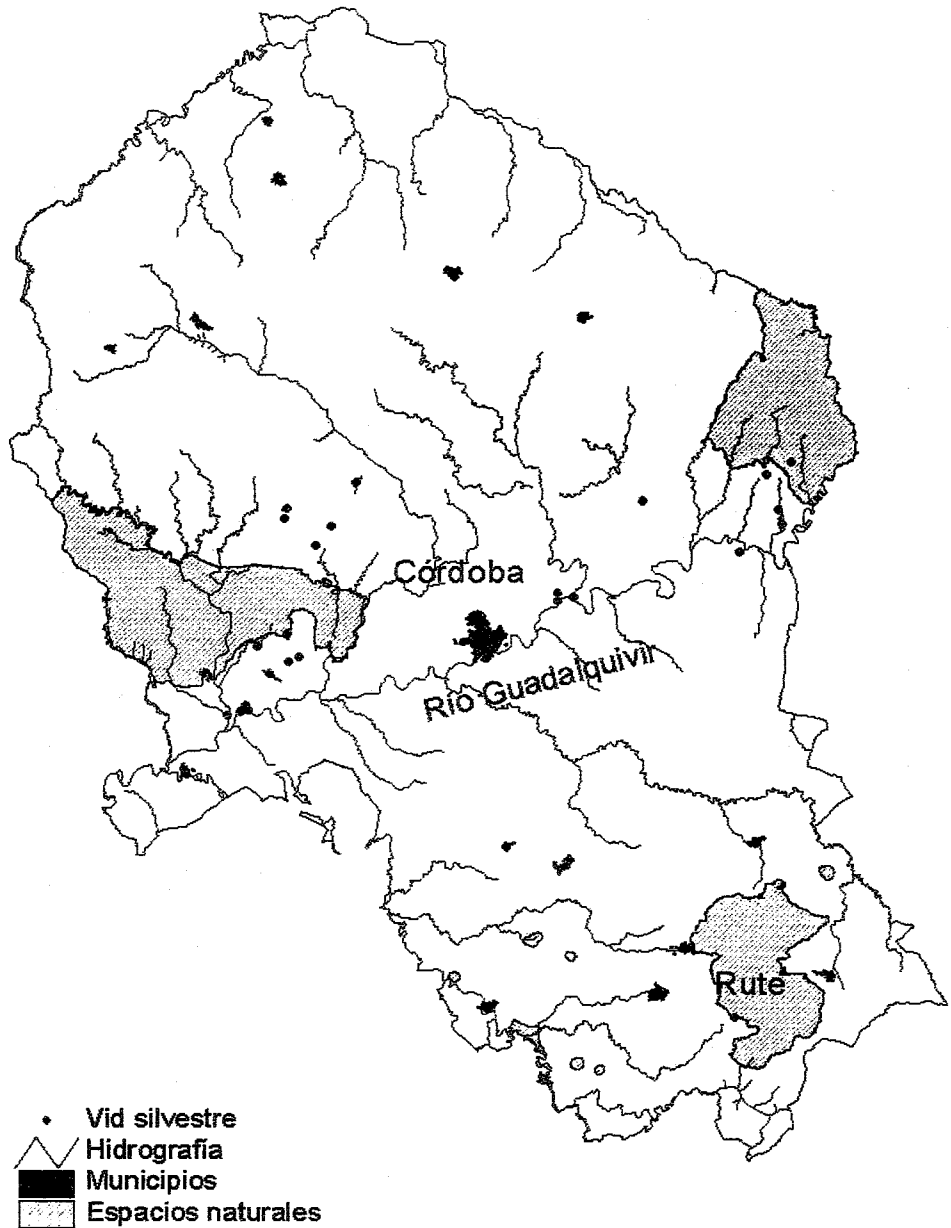


Figura 41.- Distribución de las poblaciones encontradas en la provincia de Córdoba.

En la provincia de Córdoba existen 24 poblaciones (Figuras 41-43), 7 de las cuales son puntuales. Se encuentran localizadas en su mayoría en la depresión del Guadalquivir, ya sea en su propia ribera o en afluentes de menor rango, exceptuando 4 poblaciones:

- 2 localizadas en el término municipal de Villaviciosa de Córdoba que se encuentran en arroyos que van a desembocar en los embalses de Puente Nuevo y Bembézar.
- 1 perteneciente al término municipal de Montoro que desemboca en el embalse de Yeguas.
- 1 localizada más al Sur, en el término de Rute, que se encuentra en el río Anzur, un afluente del río Genil.



Figura 42.- Tronco de vid silvestre de una población de Villaviciosa de Córdoba.



Figura 43.- Población de vid silvestre del Río Guadalquivir (Córdoba).

V.3.2. CÁDIZ.

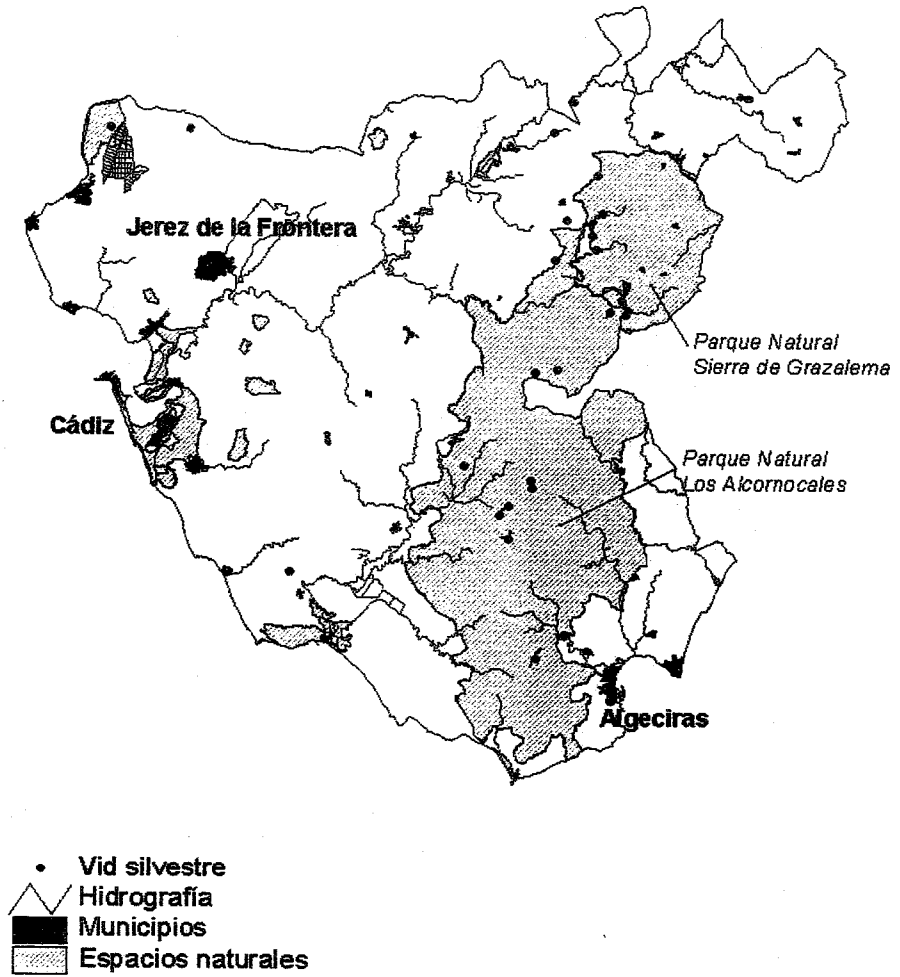


Figura 44.- Distribución de las poblaciones encontradas en la provincia de Cádiz.

Las 23 poblaciones de vid silvestre de la provincia de Cádiz (Figuras 44-47), 9 de ellas puntuales, se encuentran localizadas en las riberas de ríos y arroyos pertenecientes a la Sierra de Grazalema y el Parque Natural Los Alcornocales, con dos excepciones:

- Una población situada en La Algaida de Sanlúcar de Barrameda.
- Otra población localizada en la aldea de La Muela, en el término municipal de Vejer de la Frontera.

Las cuencas hidrográficas principales donde se encuentran estas poblaciones son:

- La cuenca del río Barbate, donde aparecen 6 poblaciones en el Parque Natural Los Alcornocales y la población mencionada anteriormente de Vejer de la Frontera.
- La cuenca del río Palmones en la zona sur de Los Alcornocales, donde están localizadas 2 poblaciones pertenecientes al término municipal de Los Barrios.
- Un poco más al norte, en el nacimiento del río Hozgarganta, encontramos otras 2 poblaciones puntuales.
- En la Sierra de Grazalema se encuentran 11 poblaciones; 10 entre las cuencas de los ríos el Bosque y Tavizna que van a desembocar al pantano de los Hurones y 1 en la del río Guadalete, en Villamartín.
- La desembocadura del río Guadalquivir, con la población mencionada por Clemente y Rubio de Sanlúcar de Barrameda.



Figuras 45.- Parra de la población del río Tavizna.



Figuras 46.- Parra del arroyo del Chorreadero, próximo a Prado del Rey.



Figuras 47.- Parra perteneciente a una población de el río de El Bosque.

V.3.3. HUELVA.

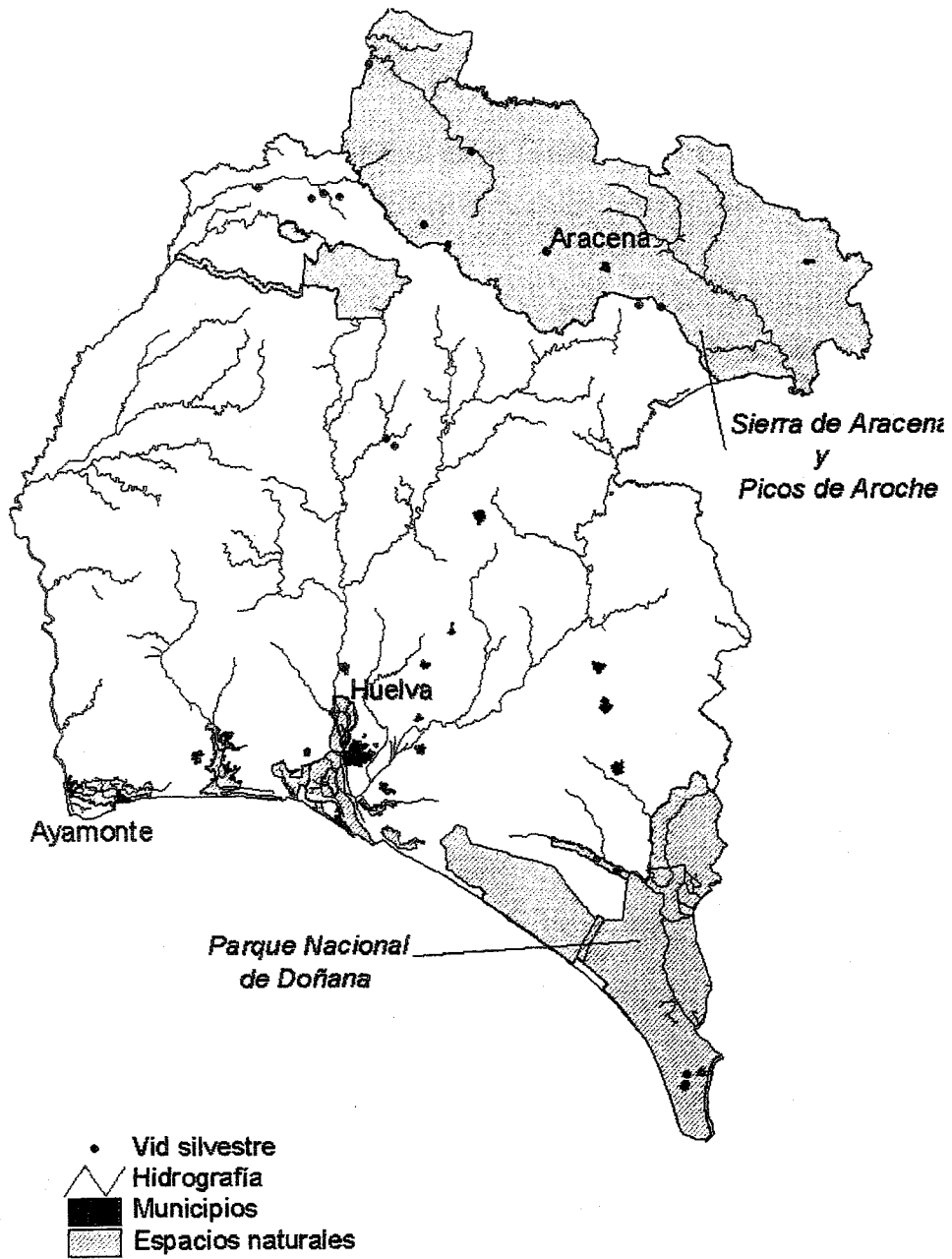


Figura 48.- Distribución de las poblaciones encontradas en la provincia de Huelva.

En la provincia de Huelva encontramos dos áreas geográficas importantes donde se sitúan las 16 poblaciones de vid silvestre (Figuras 48-50), 5 de ellas puntuales: La zona norte de la provincia, es decir, las estribaciones de Sierra Morena y Sierra de Aracena y una segunda zona al sur de la provincia, el Parque Natural de Doñana.

Las cuencas hidrográficas a las que pertenecen los ríos y arroyos en cuyas riberas aparecen estas poblaciones son:

- La cuenca hidrográfica del Guadiana, con 7 poblaciones, todas ellas en Sierra Morena.
- La cuenca hidrográfica del Odiel, con 3 poblaciones; 2 de ellas en el centro de la provincia, en el término municipal de Calañas y otra cercana a su nacimiento, en el término de Higuera de la Sierra, al norte.
- La cuenca del río Guadalquivir, que engloba a las 5 poblaciones de Doñana y a una sexta en el norte de la provincia, que pertenece a un afluente del mismo, en el término de Fuenteheridos.



Figuras 49 y50.- Aspecto de las poblaciones del P. N. de Doñana.

V.3.4. SEVILLA.

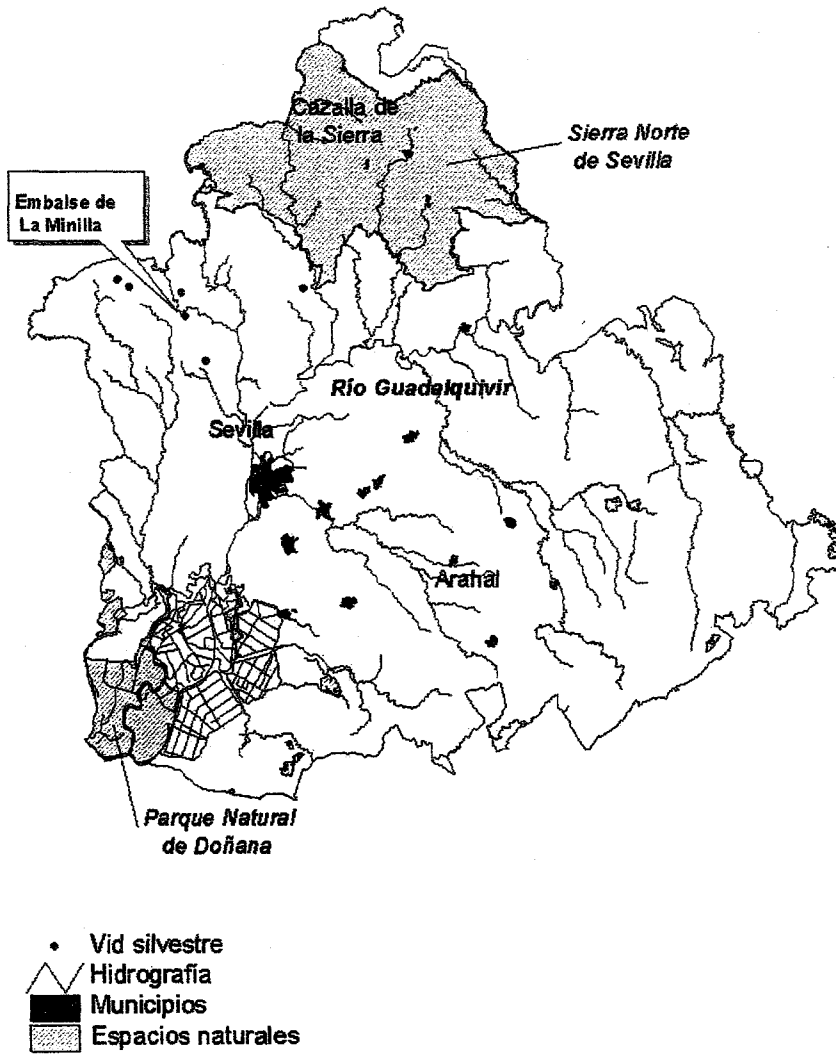


Figura 51.- Distribución de las poblaciones encontradas en la provincia de Sevilla.

En la provincia de Sevilla, en su zona norte, se encuentran 7 poblaciones de vid silvestre (Figuras 51-54), todas ellas encuadradas dentro de la cuenca hidrográfica del río Guadalquivir, siendo 2 de estas poblaciones puntuales.

Entre los términos municipales de Guillena y El Garrobo, cercana al embalse de La Minilla, en el río Rivera de Huelva, se encuentra la población de vid silvestre más grande de la Península, y probablemente de toda Europa, con un número de parras cercano al centenar y un área aproximada de 5 km².

También en la provincia de Sevilla, entre los términos municipales de San Nicolás del Puerto, Cazalla de la Sierra y Constantina, en el río Rivera del Huéznar, se localiza una población de 55 ejemplares, siendo uno de ellos el de mayor grosor de toda la Península Ibérica.



Figura 52.- Vista de la extinta población del arroyo de la Mujer (Montellano).

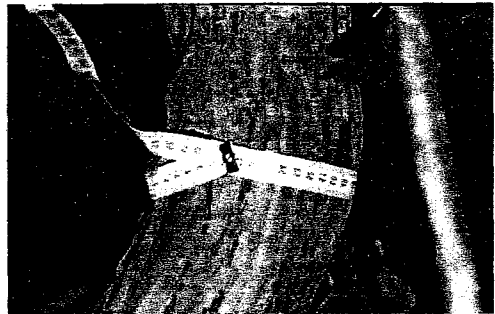


Figura 53.- Tronco de una parra de la Rivera del Huéznar (Proximidades de la estación de ferrocarril Cazalla-Constantina)..

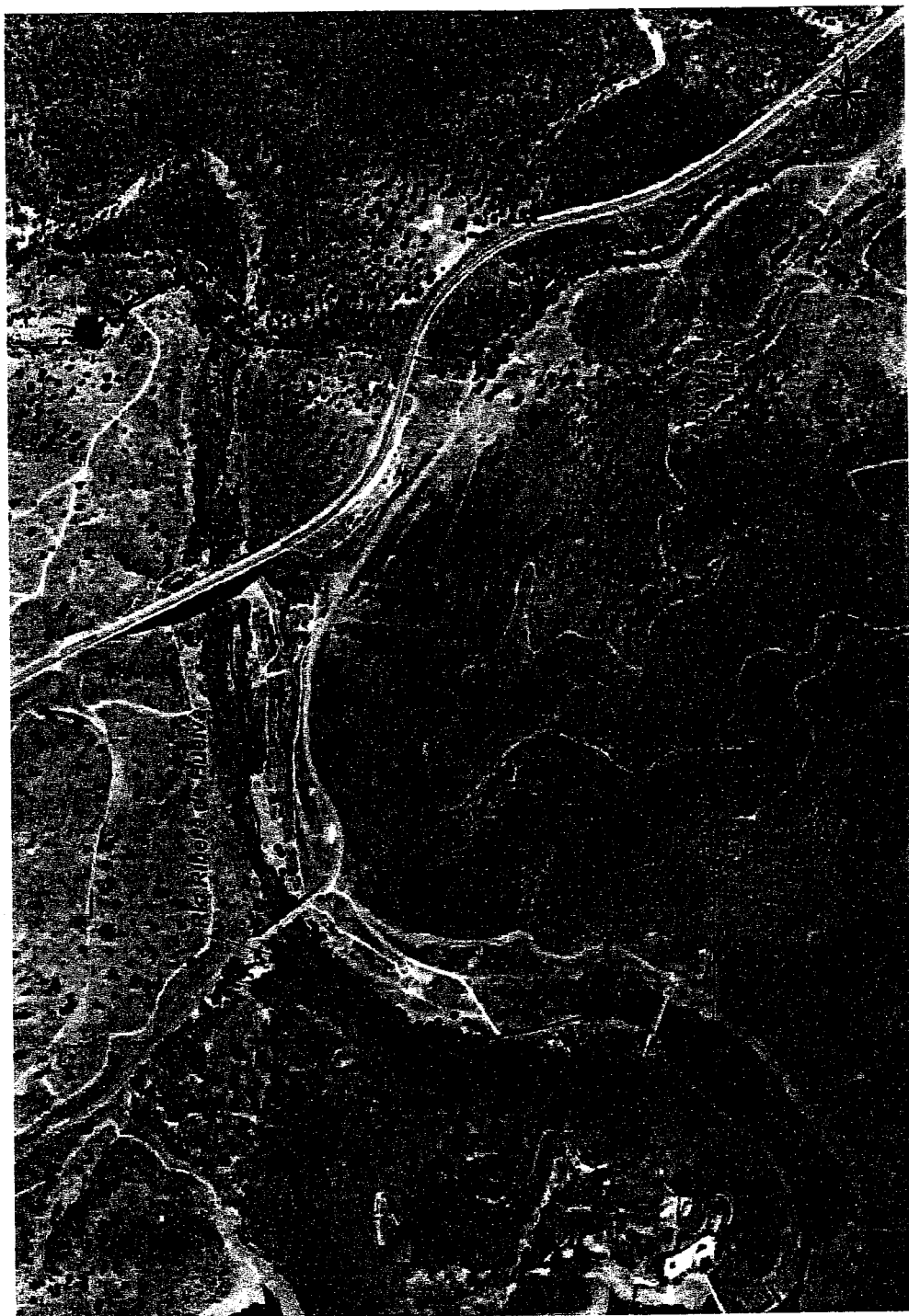


Figura 54.- Vista aérea de la población del pantano de La Minilla (Guillena).

V.3.5. JAÉN.

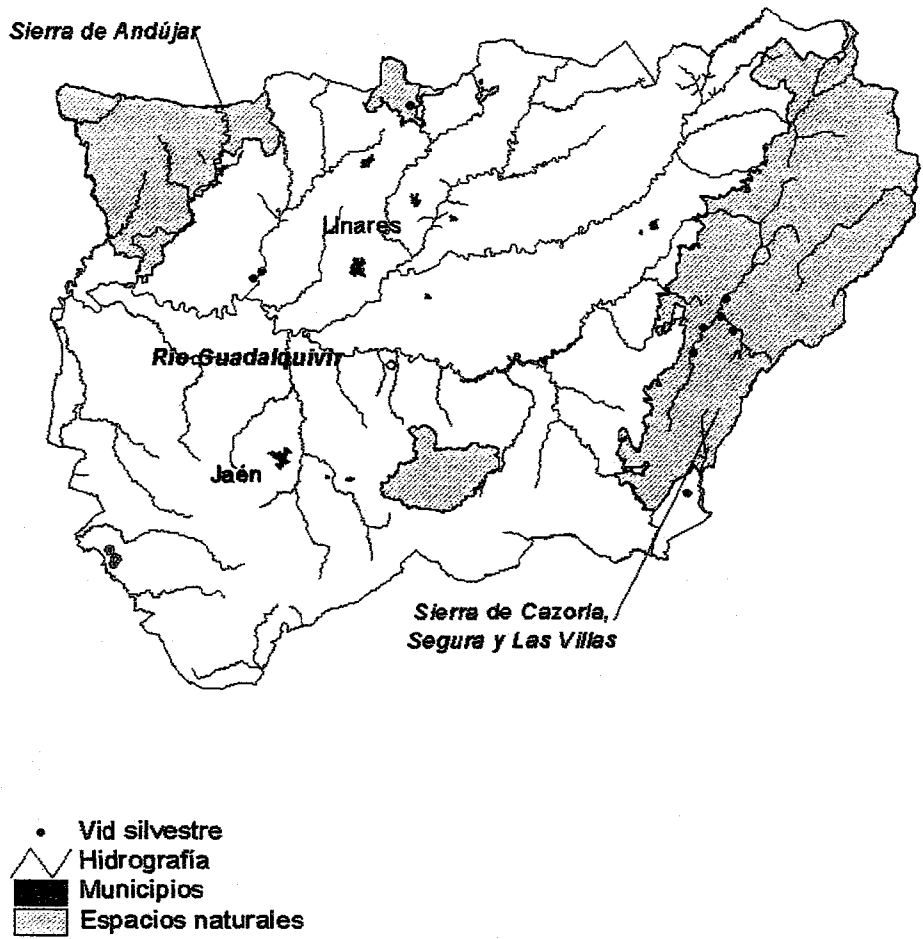


Figura 55.- Distribución de las poblaciones encontradas en la provincia de Jaén.

Las 9 poblaciones presentes en la provincia de Jaén (Figuras 55-57), 4 de ellas puntuales, se encuentran en la cuenca hidrográfica del Guadalquivir.

La población perteneciente a Santa Elena, en pleno Despeñaperros, se localiza en el arroyo Gavilanes.

En la Sierra de Cazorla, encontramos 5 poblaciones: En el río Borosa, importante afluente del Guadalquivir en su tramo alto, tenemos una importante población en su margen izquierda y otra población puntual en su margen derecha. El propio río Guadalquivir cuenta con 3 poblaciones, 1 de ellas puntual.

En el término municipal de Guarromán, se encuentran 2 poblaciones, una de ellas puntual, en los márgenes del río Rumblar, principal afluente del Guadalquivir, en su tramo alto.



Figuras 56 y 57.- Entorno de la población del río Borosa.

La población localizada más al sur de la provincia es la encontrada cerca de la localidad de Pozo Alcón. Es una población puntual en el bosque de ribera del río Guadalentín, afluente del Guadiana Menor, que, a su vez, desemboca en el Guadalquivir.

V.3.6. GRANADA.

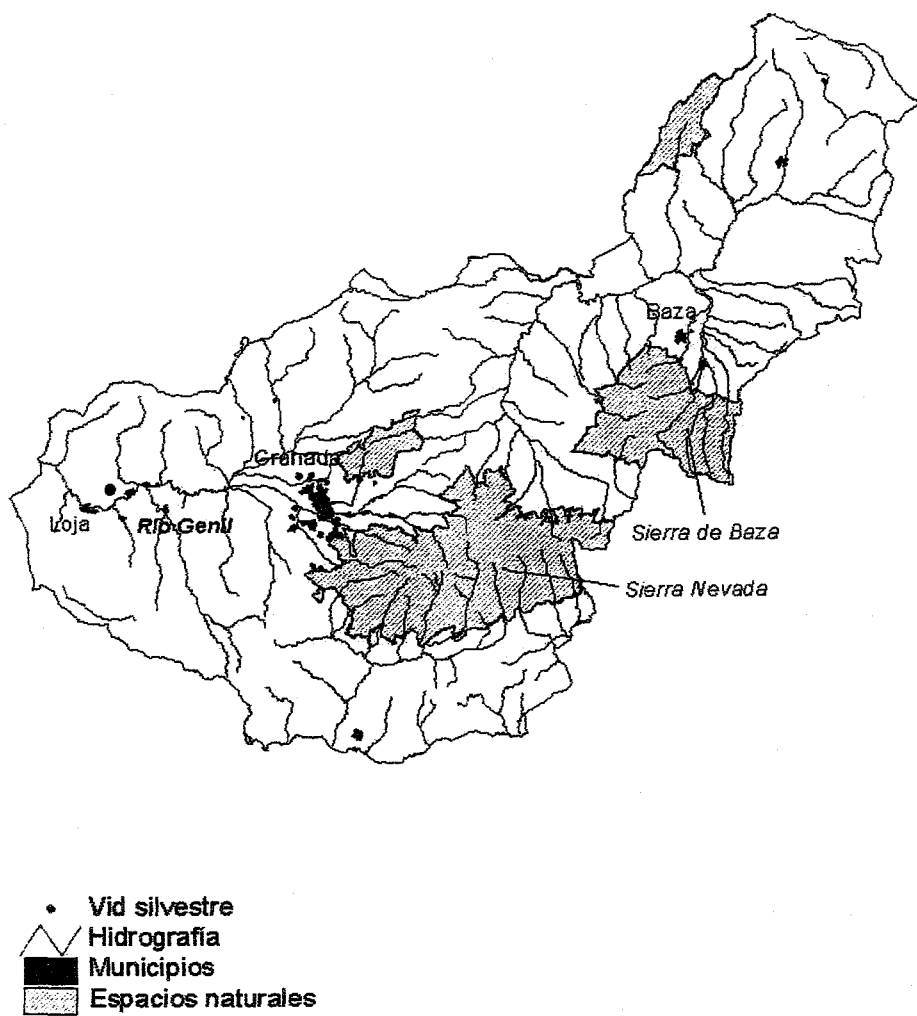


Figura 58.- Distribución de las poblaciones encontradas en la provincia de Granada.

En la provincia de Granada sólo se ha localizado una población de vid silvestre (Figuras 58-60). Se encuentra entre las poblaciones de Loja y Huétor-Tajar, en el arroyo Barranco de la Alamedilla (Martín Ruiz), afluente del río Genil.



Figuras 59 y 60.- Detalles de la población en las proximidades de la fuente de Martín Ruiz.

V.3.7. MÁLAGA.

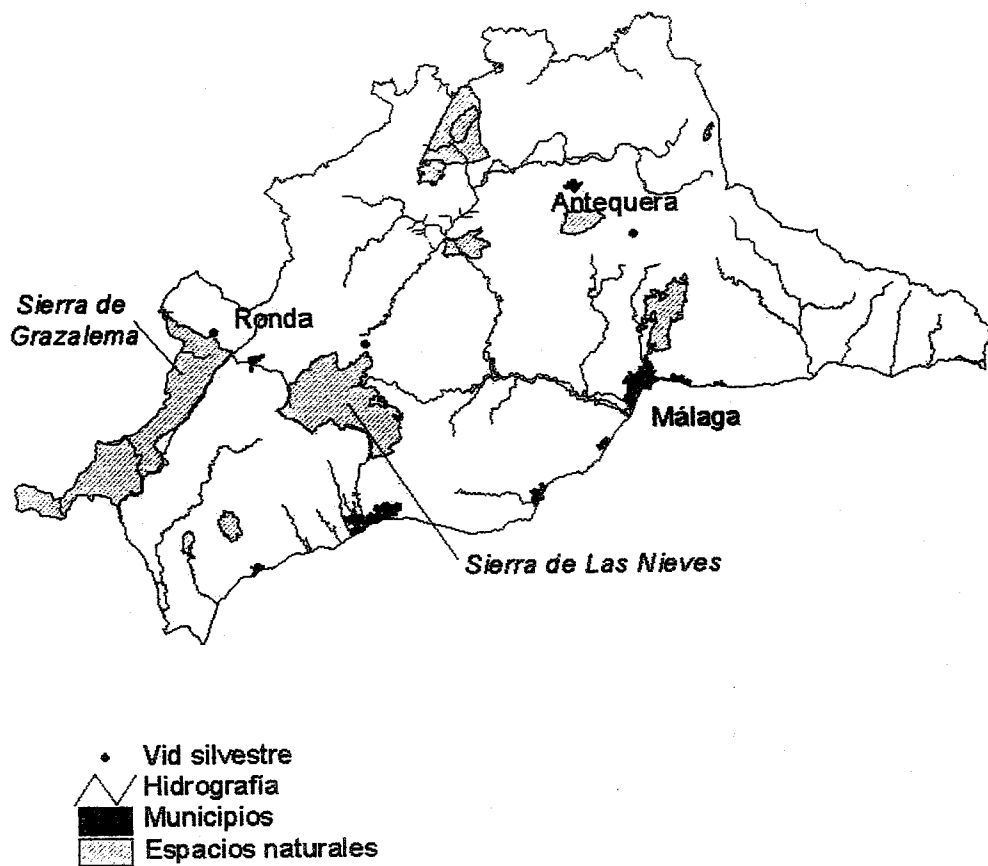


Figura 61.- Distribución de las poblaciones encontradas en la provincia de Málaga.

En la provincia de Málaga sólo han aparecido hasta la fecha 3 poblaciones de vid silvestre (Figuras 61-64); 2 de ellas pertenecen a las zona de la Sierra de las Nieves y cuenca del río Guadalhorce, una en el término municipal de Antequera y otra en El Burgo, en el río Turón y la otra en la cuenca hidrográfica del río Guadiaro, localizada en la cara oriental de la Sierra de Grazalema, en el término municipal de Ronda.

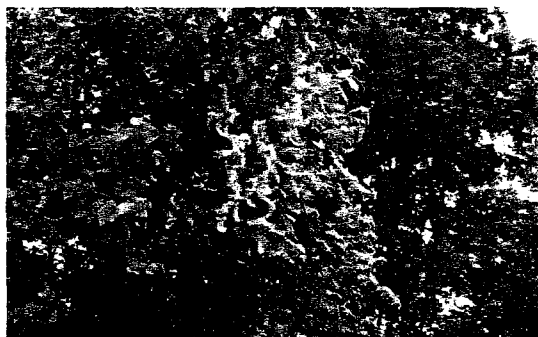


Figura 62.- Ejemplar masculino en floración (Venta del Hondón, Ronda).

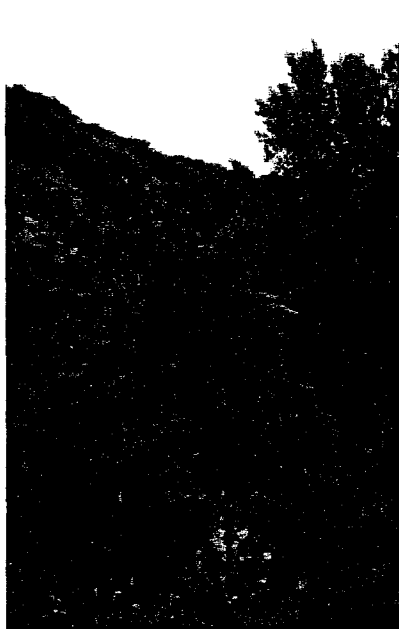


Figura 63.- Población de la Sierra de las Nieves (El Burgo).



Figura 64.- Población contigua a Villanueva de Cauche (Antequera).

V.3.8. ALMERÍA.

En esta provincia no se ha encontrado ninguna población silvestre, pese a haberse recorrido el curso del río Andarax. Sin embargo, HOPF (1961) indica que en los yacimientos argáricos existían restos de pepitas silvestres. El curso alto del citado río, hasta las proximidades de Laujar, tiene zonas de bosques de ribera bien conservados, pero debido a su elevada altitud no presentan poblaciones de vid silvestre.

V.3.9. EVALUACIÓN DEL GRADO DE PARENTESCO.

Tras la aplicación de los programas MStrat y Phillip se confecciona la figura 65. En el dendrograma, los cuatro círculos agrupan las poblaciones genéticamente más próximas. Tres de ellos engloban a las muestras de Huelva, Sevilla y Cádiz y en el último grupo se entremezclan las poblaciones. Estos resultados, en general, son bastante coherentes con la localización cartográfica de las poblaciones, exceptuando el cuarto grupo, en el que aparecen poblaciones de Sevilla, Málaga y Cádiz.

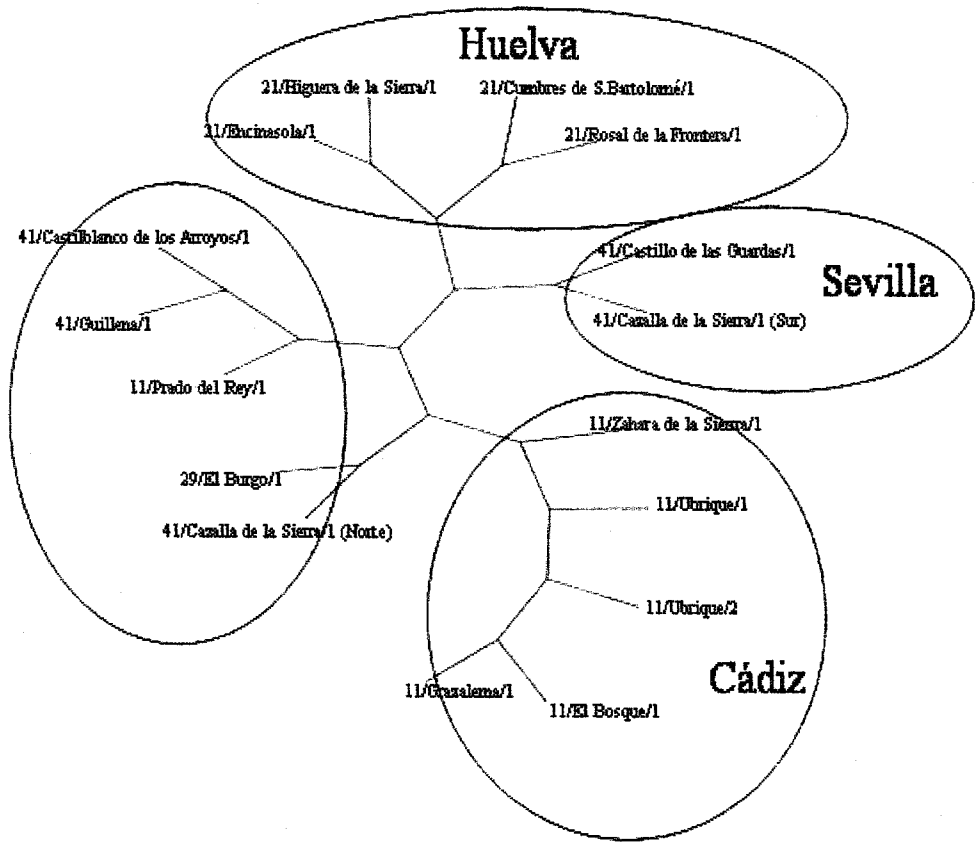
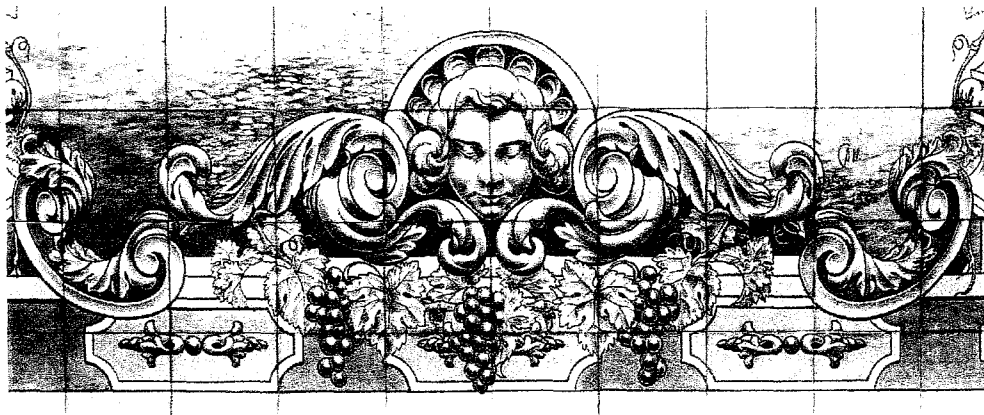


Figura 65.- Dendrograma del grado de parentesco de varias poblaciones andaluzas.



**VI. HÁBITATS DE LA VID SILVESTRE.
PRINCIPALES TUTORES Y FLORA
ADYACENTE.**

VI. HÁBITATS DE LA VID SILVESTRE. PRINCIPALES TUTORES Y FLORA ADYACENTE.

[...] forman los vidueños bravíos selvas impenetrables, cenadores magníficos, pabellones graciosísimos, grutas, plazas, caminos cubiertos, veredas tortuosas, encrucijadas, laberintos, murallas, arcos, columnas y otros mil caprichos originales é indescriptibles.

(CLEMENTE Y RUBIO, 1807)

VI.1. INTRODUCCIÓN

La mitad del territorio andaluz está ocupado por distintos tipos de aprovechamientos agrícolas y ganaderos, mientras que las plantas que han coevolucionado con nosotros a lo largo de milenios, como es el caso de la vid silvestre, encuentran refugio en bosquetes, setos y zonas marginales de campos, todas ellas zonas cercanas a cursos de agua, como ya se ha comentado. Según VÁZQUEZ *et al.* (2001), la vid silvestre ya era común en las riberas de los ríos en épocas postglaciales (9000-6000 a.C.), aunque su presencia actual es testimonial.



Existen dos tipos de hábitats poco diferenciados donde la vid silvestre puede encontrarse en los tramos altos y medios de los ríos, donde aparecen unas formaciones arbóreas, que van ligadas a los cursos de agua. En éstas, la humedad edáfica es la que determina su presencia. Estas formaciones son las denominadas **alisedas y fresnedas**, que están formadas por grandes árboles muy desarrollados, como alisos, *Alnus glutinosa*

Figura 66.- Parra tutorada por una torre de conducción eléctrica.

(L.) Gaertner; fresnos, *Fraxinus angustifolia* Vahl; almez, *Celtis australis* L.; saúco, *Sambucus nigra* L. y todo tipo de arbustos e hierbas trepadoras como hiedra, *Hedera helix* L.; zarzas, *Rubus* sp., y diversas especies de rosales silvestres, *Rosa* sp. (VALLE y CANO, 1991).



Figura 67.- Bosque en galería de el río de El Bosque (Majaceite).

Los citados hábitats constituyen, a fin de cuentas, formaciones no climáticas, azonales y lineales, insertas en las comunidades climáticas.

Se definen como tutores a las especies de porte arbóreo o arbustivo sobre las que trepan las vides para conseguir recibir una intensidad lumínica adecuada, ya que es una liana heliófila (Figura 66).

Las poblaciones de vid son particularmente frecuentes en el seno de estas alisedas mesomediterráneas (ALCARAZ *et al.*, 1987; RIVAS-GODAY, 1964), cuando se encuentran bien conservadas (Figura 67).

El segundo tipo de hábitat, se presenta en los cursos bajos de los ríos y arroyos, en zonas más abiertas y soleadas y, por tanto, climáticamente más secas y térmicas. Aquí aparece el matorral característico formado por adelfas, *Nerium oleander* L.; tamujos, *Securinega tinctoria* (L.) Rothm.; junto a otras especies entre las que dominan las plantas espinosas, arbustivas y trepadoras mencionadas anteriormente que dependen del agua del suelo que, aunque inconstantemente en superficie, no falta a poca profundidad (VALLE y CANO, 1991).



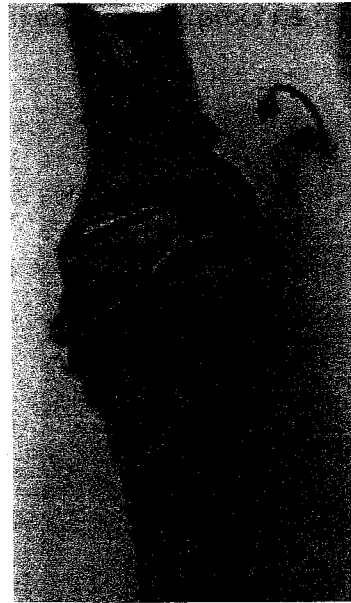
Figuras 68. - Aspecto de los troncos de las parras.



Figuras 69. - Parras tutoradas por especies forestales exóticas (eucaliptos).



Figuras 70. - Zarcillo bifido de vid silvestre.



Figuras 71. - Detalle de las cicatrices de las lesiones producidas por un zarcillo en una rama del tutor.

En este segundo caso, la vid toma como tutor a distintas especies con porte arbustivo o arbóreo, e incluso, zarzas. En dichas formaciones, las lianas, se encuentran bien representadas. La mayor parte de las mismas pertenece a las familias de las rubiáceas, dioscoreáceas, solanáceas, vitáceas, caprifoliáceas, liliáceas, ranunculáceas, cucurbitáceas, araliáceas, convolvuláceas y asclepiadáceas (BLANCO *et al.* 1998) (Figuras 68-71). En las comunidades riparias, esta especie heliófila e higrófila, necesita trepar sobre otros componentes botánicos, con el fin de alcanzar un grado de insolación adecuado. Las principales lianas que suelen encontrarse son la zarzamora (*Rubus ulmifolius* Schott), el espino albar (*Crataegus monogyna* Jacq.), la nueza (*Bryonia dioica* Jacq.), el lúpulo (*Humulus lupulus* L.), la hiedra (*Hedera helix* L.), la zarzaparrilla, *Smilax aspera* L., diversas especies de *Clematis*, como *C. campaniflora* y *C. vitalba* y diversas especies de rosales (FERRERAS y AROZENA, 1987). Estas especies vegetales se denominan, en este trabajo, **flora adyacente** y son las que presentan una mayor frecuencia de aparición en torno a las parras (Figura 72).



En el caso de Andalucía, enmarcada dentro de la zona mediterránea cálida, la influencia de la capa freática implica importantes cambios en los taxones de la biocenosis, dando lugar a la aparición de una vegetación bien diferenciada, adaptada a las condiciones especiales del microclima húmedo (SÁNCHEZ y DE LA FUENTE, 1986) (Figura 73).

Figura 72.- Vid tutorada por palmito, la única especie de palmera europea.

CEBALLOS y MARTÍN BOLAÑOS (1930) consideraron que las parras silvestres procedían de antiguos cultivos introducidos por el hombre; así, expusieron textualmente lo siguiente:



Figura 73.- Pámpanos producidos por sarmientos sobre el agua.

[...] *Por otra parte, y debido también a la influencia humana, hubo de verse aumentado el número de especies representadas en la flora local, pues algunas plantas de las artificialmente introducidas encontraron en su nueva habitación*

unas condiciones de vida tan apropiadas a sus temperamentos, que bien pronto, despreciando los cuidados del cultivo, quedaron de hecho naturalizadas en la localidad y dispuestas a luchar por el terreno con las especies indígenas; éste es el origen de una porción de plantas, que, desde antiguo, han figurado como espontáneas en el tapiz vegetal de la comarca, sin necesidad de recurrir a hipótesis ni de referimos a épocas antiguas, podemos damos cuenta hoy de este hecho, observando algunas especies de procedencia exótica, actualmente presentes en la flora silvestre gaditana, las cuales, debido a su moderna introducción o por la lentitud con que han llegado a adaptarse, deben ser consideradas de naturalización reciente, sirva como ejemplo al caso la siguiente lista de plantas, observadas por nosotros en estado silvestre, en distintas localidades de la provincia.

<i>Agave americana</i>	<i>Opuntia vulgaris</i>
<i>Nothoscordum fragans</i>	<i>Punica granatum</i>
<i>Cydonia vulgaris</i>	<i>Cenotera stricta</i>
<i>Amygdalus communis</i>	<i>Gomphocarpus fruticosus</i>
<i>Lupinus albus</i>	<i>Solanum bonariense</i>
<i>Oxalix cernua</i>	<i>Cestrum parqui</i>
<i>Ricinus communis</i>	<i>Physalis peruviana</i>
<i>Vitis vinifera</i>	<i>Datura stramonium</i>
<i>Opuntia ficus-indica</i>	<i>Nicotiana glauca</i>

VI.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Al igual que en el capítulo de "Localización y Cartografiado", las salidas al campo para determinar el sexo de los pies de planta de cada población de vid silvestre sirvió, también, para anotar el número de tutores y flora adyacente con sus respectivos nombres científicos. También se procedió a la extracción de muestras de suelo con idea de caracterizar el componente edáfico de algunas poblaciones. El análisis de los suelos para determinar su textura y fertilidad química se llevó a cabo en el IRNAS (Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla). Una vez obtenidos los resultados se procedió a la clasificación de los perfiles con arreglo a la Base Referencial Mundial del Recurso Suelo (FAO, ISRIC, SICS, 1999).

De cada horizonte del perfil se tomaron 2 kg, que se introdujeron en una bolsa de plástico debidamente etiquetada y se llevaron al laboratorio. Las muestras se secaron, molieron y tamizaron sobre malla de 0,5 mm. Así preparadas, se determinaron los parámetros que se detallan a continuación.

V.2.1 Preparación del extracto de saturación

Para la preparación del extracto de saturación, se utilizaron vasos de precipitado de vidrio de 250 y 600 ml, embudos de Büchner, soporte de filtros, papel filtro, bomba de vacío y recipientes de extracto. Para la preparación de la pasta saturada, se pesó una cantidad conocida de la muestra de suelo (secada y tamizada) en recipiente de plástico de boca ancha. Se le añadió agua bidestilada hasta alcanzar el punto de saturación, de la forma descrita por RICHARDS (1954). Se dejó reposar durante 1 h, y se filtró a través de papel de filtro, en placa filtrante Richards mediante vacío. El extracto se volvió a filtrar a través de fibra de vidrio Whatman GF/C.

Los análisis se efectuaron inmediatamente después de la extracción evitando así el deterioro de las muestras y la aparición de microorganismos.

V.2.2. Determinación del pH

El pH de los suelos se determinó en un pH-metro de membrana de vidrio conectado a un microprocesador CRISON MicroPH2002, en extracto 1 :5 suelo:agua (MÉTODOS OFICIALES DE ANÁLISIS DEL MINISTERIO DE AGRICULTURA, 1986).

V.2.3. Determinación de la conductividad eléctrica (C.E.)

La conductividad eléctrica (C.E.) se midió en extracto de pasta saturada en conductivímetro conectado a un microprocesador CRISON

MicroCM2201., con constante de célula de 0,977. El resultado se expresa en dSm^{-1} a 25 °C.

V.2.4. Determinación del sodio y Potasio solubles

El sodio y el potasio se determinaron en los extractos de suelo por fotometría de llama a 589 nm, tras una dilución 1:10 con una disolución con Cs y Al (1,1 9 CsCl y 27,7 9 de Al (NO₃)₃ 9H₂O por litro) para evitar interferencias de ionización (WALLINGA *et al.*, 1995). Las determinaciones se hicieron frente a curvas patrón preparadas en la misma matriz que las muestras.

V.2.5. Determinación del cloro

Al cloro se le realizó una extracción acuosa 1:5 y fue determinado espectrofotométricamente con un autoanalizador AA3 de Bran+Luebbe con el método del tiocianato de mercurio. La lectura se produjo a 480 nm

V.2.6. Determinación del fósforo disponible.

El fósforo disponible se determinó por el método Olsen. Se extrajo con disolución de NaKCO₃ a pH 8,5 y el fósforo en el extracto se midió por colorimetría, con molibdato amónico y ácido ascórbico como reductor. El 880nm intenso color azul desarrollado fue medido frente a una curva patrón a 880 nm.

V.2.7. Determinación de la materia orgánica oxidable

Los niveles de carbono orgánico se obtuvieron por el método clásico de WALKLEY y BLACK (1934), por oxidación con dicromato potásico en medio de ácido sulfúrico concentrado y retrovaloración con sal de Mohr. Para ello se procedió pesando una muestra de suelo (10 g) en un erlenmeyer de 500 ml, y adición de dicromato potásico 1 N y ácido sulfúrico concentrado agitando tras cada adición para obtener una mezcla homogénea. El porcentaje de materia orgánica se obtiene multiplicando el contenido de Carbono orgánico por el factor 1,724.

V.2.8. Determinación del carbonato cálcico

El carbonato cálcico se obtuvo por tratamiento del suelo con ácido clorhídrico y medida del volumen de anhídrido carbónico desprendido en un calcímetro de Bemard. El resultado se expresa como % de CaCO_3 sobre suelo seco.

V.2.9. Determinación del calcio y magnesio solubles

El calcio y el magnesio solubles de los extractos de suelo se determinaron por espectrofotometría de absorción atómica (equipo PERKIN ELMER 1100 B). Las muestras se analizaron en medio clorhídrico (2% v/v de HCl concentrado), y en presencia de lantano (10% v/v de disolución de óxido de lantano). Las medidas se realizaron frente a patrones en iguales condiciones que las muestras.

V.2.10. Determinación del nitrógeno

El nitrógeno del suelo se determinó siguiendo el método Kjeldahl (JACKSON, 1962).

Todos estos datos sirvieron para crear otra tabla en la base de datos **Vid silvestre** con los siguientes campos:

- **Principales tutores:** En cada población aparecen las principales especies arbóreas y arbustivas que sirven como tutores a cada parra con el nombre científico y el autor.

- **Flora adyacente:** Como ya se ha dicho anteriormente, son las especies que presentan una mayor frecuencia de aparición en torno a las parras.

VI.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 2a.- Análisis edafológico del horizonte A (0-40 cm)

DETERMINACIÓN DE LA FERTILIDAD FÍSICA (%) (Profundidad 0-40 cm)	41/Guillena/1 (Se1)	14/Córdoba/1 (Co1)	14/Rute/1 (Co9)	23/Santa Elena/1 (J1)	23/Guarramán /1 (J2)	14/Villaviciosa/1 (Co10)	14/Montoro/4 (Co8)	21/Almonete/3 (Hu3)	29/Antequera/1 (Ma1)
Arena gruesa	33,1	31,4	33,6	28,9	51,8	45,1	60,3	83,2	14,2
Arena fina	14,8	10	8,5	6,2	23,0	11,6	1,2	4,9	4,4
Limo	22,4	28,5	32,6	47,8	15,4	32,0	24,3	8,1	40,7
Arcilla	29,6	30,1	25,3	17,1	9,8	11,4	14,3	3,9	40,7
DETERMINACION DE LA FERTILIDAD QUÍMICA (Profundidad 0-40 cm)									
pH	6,65	7,60	7,6	6,9	7,60	6,90	6,50	7,2	8,15
% CaCO ₃	0,5	13,8	66,9	0,0	1,2	0	0	3,3	41,4
% C org.	1,23	2,38	0,79	3,69	0,25	1,78	2,83	3,73	1,10
% M.O.	2,13	4,10	1,36	6,36	0,43	3,07	4,88	6,43	1,90
% N estimado	0,114	0,210	0,08	0,32	0,03	0,16	0,25	0,33	0,10
% N medido		0,24	0,69	0,45	0,03	0,12	0,24		
P disponible (ppm)	1,48	36,4	2,9	12,7	9,6	5	15,1	32,5	7,20
K disponible (ppm)	117	577	134	400	70	81	109	63	271
Ca disponible (ppm)	2270	5155	4695	3415	2880	3380	2005		
Mg disponible (ppm)	966	455	180	360	150	535	340		

**Tabla 2b.- Análisis edafológico del horizonte B
(40-80 cm)**

DETERMINACION DE LA FERTILIDAD FÍSICA (%) (Profundidad 40-80 cm)	41/Guillena/1	14/Córdoba/1	14/Rute/1	23/Santa Elena/1	23/Guarrromán /1	14/Villaviciosa/1	14/Montoro/4	21/Almonte/3	29/Antequera/1
Arena gruesa	25,1	33,3	30,8	64,5	48,3	63,8	33,6	82,2	17,4
Arena fina	12,0	9,9	8,5	2,4	16,2	3,8	8,5	1,1	7,2
Limo	20,6	23,6	35,5	20,3	21,5	24,7	32,6	10,3	36,9
Arcilla	42,4	29,2	25,3	12,9	14,0	7,6	25,3	6,4	38,5
DETERMINACION DE LA FERTILIDAD QUÍMICA (Profundidad 40-80 cm)									
pH	7,26	7,50	8,10	6,8	7,75	7,07	6,70	7,8	7,08
% CaCO ₃	1,0	13,7	62,2	0,0	3,4	0	0	9,9	43,7
% C org.	0,598	2,42	2,23	1,98	0,34	0,95	1,55	3,63	1,42
% M.O.	1,03	4,17	3,84	3,41	0,59	1,64	2,67	6,26	2,45
% N estimado	0,06	0,210	0,20	0,18	0,04	0,09	0,14	0,32	0,13
% N medido		2,21	0,13	0,17	0,05	0,06	0,14		
P disponible (ppm)	1,72	38,1	10,4	8,4	5,2	6,2	12,4	46,9	9,9
K disponible (ppm)	127	619	941	71	71	6,7	81	70	264
Ca disponible (ppm)	3710	5435	4570	1845	3165	2445	1300		
Mg disponible (ppm)	1720	450	225	365	150	400	275		

**Tabla 3.- Clasificación de los suelos según
FAO, ISCR, SICS (1999).**

POBLACION	CLASIFICACIÓN DE LOS SUELOS SEGÚN FAO, ISRIC, SICS (1999)
41/Guillena/1	Fluvisol Háplico
14/Córdoba/1	Fluvisol Calcari-húmico
14/Rute/1	Calcisol Hipercálcico
23/Santa Elena/1	Fluvisol Molihúmico
23/Guarromán/1	Fluvisol Arénico
14/Villaviciosa/1	Fluvisol Arénico
14/Montoro/4	Fluvisol Húmico
21/Almonte/3	Fluvisol Areno-húmico
29/Antequera/1	Fluvisol Calcárico

Como era de esperar la gran mayoría de los perfiles estudiados corresponden a distintos tipos de fluvisoles (Tablas 2 y 3), ya que las riberas de ríos y arroyos constituyen el hábitat dominante de la vid silvestre en Andalucía. Únicamente, en el caso del suelo procedente de la población del Subbético cordobés (14/Rute/1), en cuya litología abundan las calizas y margas calizas, ha resultado ser un Calcisol. Esta población ha servido de estudio para las pruebas de caliza en exterior, cuyos resultados aparecen en el capítulo XVIII.

Las poblaciones encontradas no suelen estar situadas a más de 600 m de altitud.

Los principales tutores encontrados en las poblaciones halladas hasta la fecha aparecen en la figura 74, donde los más frecuentes son: *Fraxinus angustifolia* Vahl, *Nerium oleander* L., *Olea europaea* L., *Populus nigra* L. y *Salix* sp.

Del mismo modo, y como aparece en la figura 75, las principales plantas adyacentes encontradas en nuestras poblaciones son: *Rubus* sp., *Smilax aspera* L., *Arundo donax* L., *Pistacia lentiscus* L., *Hedera helix* L. y *Rosa canina* L.

La vid silvestre, en la actualidad, y como se ha dicho en la introducción de este capítulo, se encuentra acantonada en los sotos de ribera, donde cohabita con otras especies riparias próximas a los cauces, con predominio en las márgenes de la alianza fitosociológica *Populian Albae* en las zonas más térmicas y áridas de la región andaluza o con mayor precipitación en compañía de vegetales de la Alianza *Osmundio Alnum*. La asociación vegetal original de la que procede *Vitis vinifera* subsp. *sylvestris*, está algo más alejada del agua, pertenece a la Alianza *Securinegio buxifoliae*, un grupo vegetal próximo a los cursos de agua aunque en una posición más alejada que los dos grupos vegetales a los que se ha hecho alusión anteriormente (RIVAS GODAY, 1964).

El conjunto de especies que acompañan a la vid silvestre permiten observar a esta subespecie como un elemento ribereño repartido por toda la geografía andaluza sobre suelos de textura suelta e independiente de pH y, en general en zonas protegidas o de bajo impacto antrópico, por su inaccesibilidad.

Por último, cabe destacar la importancia ecológica de estas comunidades vegetales, ya que según ÍBERO (1998-99):

- Son responsables del un efecto *orilla*, que beneficia a una serie de animales y vegetales que están adaptadas a la interfase curso de agua-prado o curso de agua-espacio abierto.
- Sirven como cortavientos y, por lo tanto, proporcionan sombra y refugio al ganado.
- Benefician a los cultivos adyacentes, puesto que facilitan la polinización de los frutales, disminuyen la evaporación, incrementan el depósito de rocío y permiten que las plantas mantengan los estomas abiertos durante más tiempo a lo largo del día, con lo que aumenta la efectividad de la fotosíntesis y, en consecuencia, el crecimiento.
- Muchos de los artrópodos depredadores y parasitoides que habitan en estos ecosistemas contribuyen a controlar las plagas de los cultivos.
- También es importante el papel de los bosques de ribera contra la erosión de las zonas de fuerte pendiente y en las orillas de los propios cursos fluviales, y las profundas raíces de árboles y arbustos retienen la tierra e impiden que se produzcan desprendimientos.
- Por último, los bosques de ribera son un elemento fundamental de algunos paisajes y, a veces, constituyen pantallas visuales perfectas para ocultar elementos discordantes como carreteras,

vías del ferrocarril, vertederos, explotaciones mineras a cielo abierto y canteras.

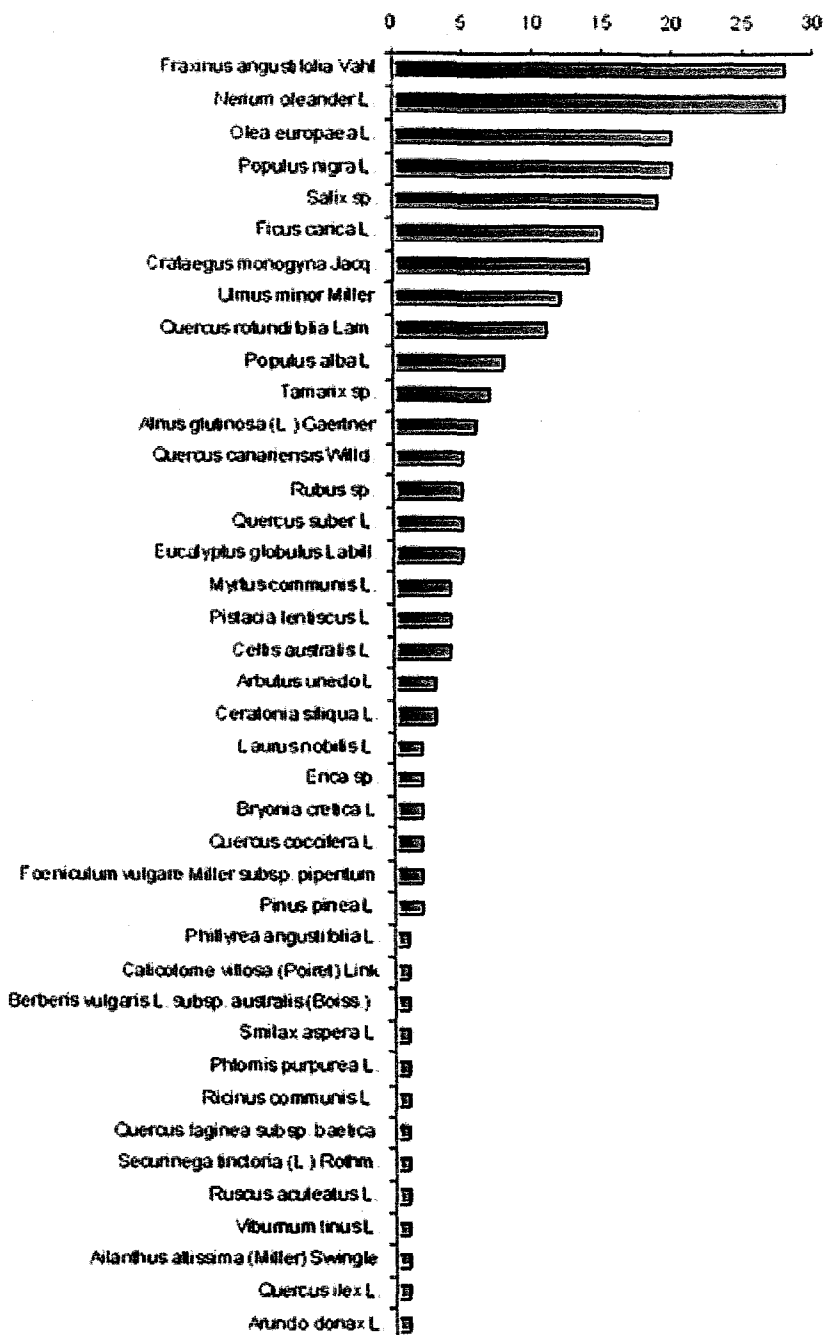


Figura 74.- Representación gráfica del número de citas de cada tutor en el conjunto de las poblaciones estudiadas.

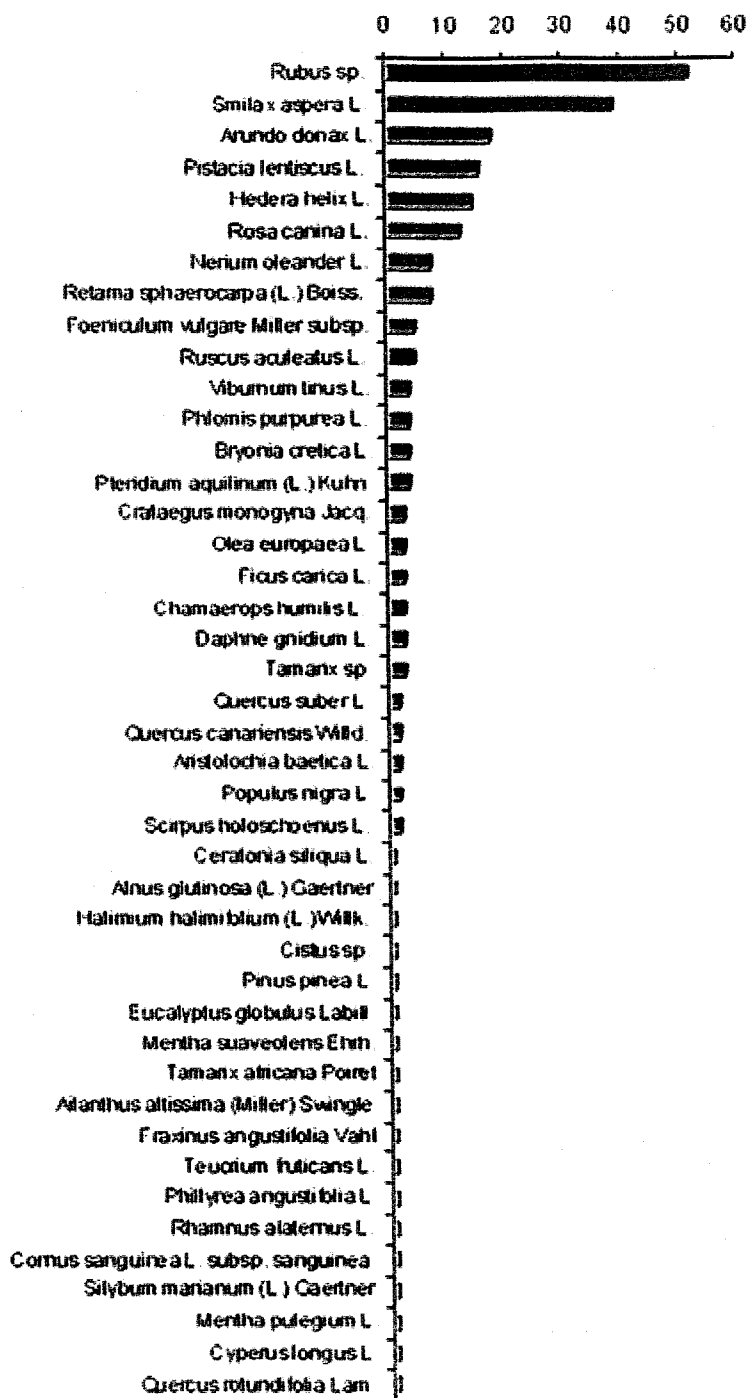
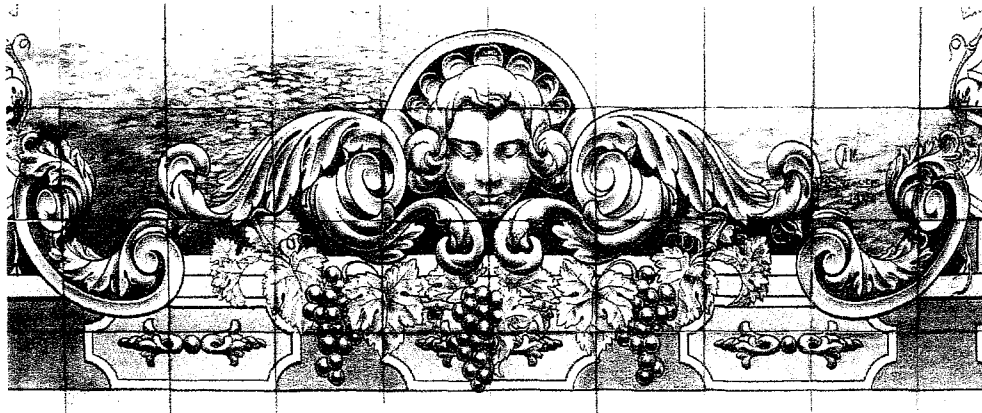


Figura 75.- Representación gráfica del número de citas de otras especies adyacentes en el conjunto de las poblaciones estudiadas.



**VII.- PROBLEMÁTICA PARA LA
CONSERVACIÓN DE LA VID
SILVESTRE EN ANDALUCÍA**

VII.- PROBLEMÁTICA PARA LA CONSERVACIÓN DE LA VID SILVESTRE EN ANDALUCÍA.

Desde mediados del s. XIX, el área ocupada por la vid silvestre ha sido fuertemente reducida. Hoy en día, las poblaciones se encuentran diseminadas. La viabilidad de la vid silvestre está comprometida por sus características de reproducción: es dioica y el polen, relativamente pesado, no está adaptado para ser transportado a largas distancias.

(ARNOLD, 1999)

VII.1. INTRODUCCIÓN

Como hemos referido en apartados anteriores, la vid silvestre ha sido una planta relativamente común en los bosques de ribera de algunos ríos andaluces hasta principios del siglo XX. Parece ser que la llegada de la filoxera y, sobre todo, del oídio y el mildiu disminuyó drásticamente el número de poblaciones hasta quedarnos sólo con las existentes hoy día. Como ejemplo, cabe citar a CLEMENTE y RUBIO (1807), cuando describía la enorme población de vid silvestre de La Algaida, en Sanlúcar de Barrameda. En la actualidad, de esta población, sólo quedan 4 pies de planta (Figura 76).



La supervivencia de esta subespecie de vid se ve amenazada por la acción antrópica, que tiene varias formas diferentes de actuar: destrucción de los hábitats naturales, con la

Figura 76.- Vista de la destrucción parcial causada por un fuego en la población de La Algaida (Sanlúcar de Barrameda).

consecuente desaparición de plantas, y secundariamente la hibridación causada por la reintroducción de portainjertos escapados de cultivo, que tienden a desplazar a la vid silvestre de su hábitat natural, como ha ocurrido en el Danubio con *Vitis riparia* (TERPÓ, 1969).

Ya en la obra de CEBALLOS y MARTÍN BOLAÑOS (1930) se indicaba:

Bien puede decirse, dada la importancia del factor humano en el asunto que tratamos, que describir el actual aspecto de la vegetación de una comarca, salvo raras excepciones, será hacer el resumen de las perturbaciones allí producidas por el hombre en la obra de la Naturaleza; en muy pocos lugares de la superficie del planeta podrá encontrarse hoy en día una cubierta vegetal que no lleve la huella de la intervención humana. La actuación del hombre sobre el mundo vegetal es tan antigua como su existencia, ya que desde el momento de su aparición hubo de buscar entre las plantas los elementos para satisfacer sus primeras necesidades, comenzando así su perturbador influjo, que luego prosiguió sin interrupción hasta nuestros días.



Por otra parte, ciertas enfermedades, como la grafiosis de los olmos (Figura 77), hacen que desaparezcan los tutores y las parras caigan al suelo, donde no llegan a tener una iluminación adecuada, por lo que, con el tiempo, pueden llegar a morir.

Como ejemplo de la devastación secular de las riberas de los ríos y arroyos cabe citar una ordenanza de la

Figura 77.- Olmo muerto por grafiosis en la población de Granada.

localidad burgalesa de Pancorbo del año 1599 (RUIZ, 1987), que dice:

Ordenamos que los dichos aprezadores cada un año por todo el mes de Julio y el de Agosto vean el río de esta villa y señalen la madre de el; y a los vecinos que allaren estar obligados a limpiar o entrar sus derezeras les requieran las entren y limpien renovando los ytos y mojones; y el Conzejo limpie y abra lo que le tocare de suerte que el río tenga siempre su madre limpiada y desembarazada por el daño que de no hazer ansi a resultado y resulta en las heredades con las ordinarias crecidas; y el vezino que dentro de tres dias de cómo sea requerido no lo hiziere tenga de pena seiscientos maravedis para el Conzejo y a su costa el Procurador del Conzejo lo haga limpiar; y la Justicia e rejimiento lo hagan cumplir y si tubieren remisión en ello se les ponga en residencia.

VII.2. MATERIAL Y MÉTODOS.

Para determinar el grado de conservación y las amenazas, tanto presentes como potenciales, de las poblaciones de vid silvestre andaluzas, se aprovecharon las salidas al campo para determinar la localización y cartografiado de las parras entre los meses de marzo de 2000 y noviembre del 2004.

Posteriormente se creó una tabla dentro de la base de datos **Vitis silvestris**, con el nombre de **Estado de Conservación y Amenazas**, donde se presenta cada población encontrada, con los siguientes campos:

- **Estado de conservación:** Malo, Regular ó Bueno. Según el número de parras existentes y ~~la presencia de cortes en madera superior a los dos años de edad.~~ ^m *su actual estado.*

- **Amenazas presentes:** Se expresan los motivos principales que ya están afectando a la población.
- **Amenazas potenciales:** Se expresan los motivos principales que afectarán a la población en un futuro cercano.

Tanto las amenazas presentes como las potenciales se han estandarizado con tablas de amenazas de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía para su posterior cotejado.

VII.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

Tabla 4.- Estado de conservación y principales amenazas, tanto presentes como potenciales de las poblaciones de vid silvestre en Andalucía.

Población	Estado de Conservación	Amenazas presentes	Amenazas potenciales
11/Alcalá de los	Bueno	-	Vías de comunicación
11/Alcalá de los Gazules/2	Bueno	Exceso de carga cinegética y	-
11/Alcalá de los Gazules/3	Malo	Transformación de cursos de agua	-
11/Alcalá de los	Bueno	-	-
11/Alcalá de los	Bueno	-	-
11/Alcalá de los Gazules/6	Bueno	Exceso de carga cinegética y	-
11/Arcos de la Frontera/1	Regular	Urbanización Incendios	-
11/El Bosque/1	Regular	-	Vías de comunicación
11/El Bosque/2	Regular	Transformación de cursos de agua Vías de	-

11/Grazalema/1	Bueno	Uso público, actividades deportivas	Transformación de cursos de agua
11/Jerez de la	Bueno	-	-
11/Jerez de la	Bueno	-	-
11/Los Barrios/1	Regular	-	-
11/Los Barrios/2	Regular	-	-
11/Prado del Rey/1	Regular	-	Transformación de cursos de agua Incendios
11/Ubrique/1	Bueno	-	-
11/Ubrique/2	Malo	Urbanización	-
11/Ubrique/3	Bueno	-	-
11/Ubrique/4	Bueno	-	-
11/Villamartín/1	Regular	Uso de fitoquímicos	Transformación de cursos de agua
11/Zahara de la sierra/1	Bueno	-	Puesta en cultivo Transformación de cursos de agua
14/Adamuz/1	Regular	-	Transformación de cursos de agua
14/Córdoba/1	Regular	-	Urbanización
14/Córdoba/2	Regular	-	Transformación de cursos de agua
14/Córdoba/2	Regular	-	Desprendimientos
14/Córdoba/3	Malo	-	Urbanización Uso público,
14/Homachuelos/1	Regular	-	Transformación de cursos de agua
14/Montoro/1	Regular	Pastoreo	Transformación de cursos de agua
14/Montoro/2	Regular	-	Transformación de cursos de agua
14/Montoro/3	Malo	-	Vías de comunicación
14/Montoro/4	Regular	-	-
14/Posadas/1	Regular	Explotación forestal	-
14/Posadas/2	Regular	-	-
14/Posadas/3	Regular	-	Transformación de cursos de agua
14/Posadas/4	Regular	-	Explotación minera
14/Posadas/5	Regular	-	Transformación de cursos de agua
14/Posadas/6	Regular	-	-

14/Posadas/7	Regular	-	-
14/Posadas/8	Regular	-	Vías de comunicación
14/Rute/1	Malo	-	Transformación de cursos de agua
14/Villaviciosa/1	Regular	-	-
14/Villaviciosa/2	Regular	-	-
14/Villaviciosa/3	Regular	-	-
14/Villaviciosa/4	Regular	-	Transformación de cursos de agua
14/Villaviciosa/5	Regular	-	-
18/Loja/1	Bueno	Incendios	Restos de poda del Los tutores son olmos con grafiosis, por lo que pelagra la integridad física de las Uso público,
21/Almonte/1	Regular	-	-
21/Almonte/2	Regular	-	-
21/Almonte/3	Regular	-	-
21/Almonte/4	Bueno	-	-
21/Almonte/5	Bueno	-	-
21/Aracena/1	Regular	-	Uso público,
21/Cumbres de San Bartolomé/1	Regular	Pastoreo Uso de fitoquímicos	-
23/Guarromán/1	Malo	Ninguna	Transformación de cursos de agua
23/Guarromán/2	Regular	Uso público, Transformación de cursos de agua	-
23/Santa Elena/1	Regular	-	Transformación de cursos de agua Vías de comunicación
23/Santiago-Pontones/1	Regular	Hibridación	Transformación de cursos de agua
29/Antequera/1	Malo	Incendios Transformación de cursos de agua	-
41/Castilblanco de los Arroyos/1	Regular	Embalses	Incendios
41/Cazalla/1	Regular	-	-
41/El Castillo de las Guardas/1	Regular	-	Incendios
41/El Ronquillo/1	Regular	Vías de	Incendios
41/Guillena/1	Regular	-	Embalses

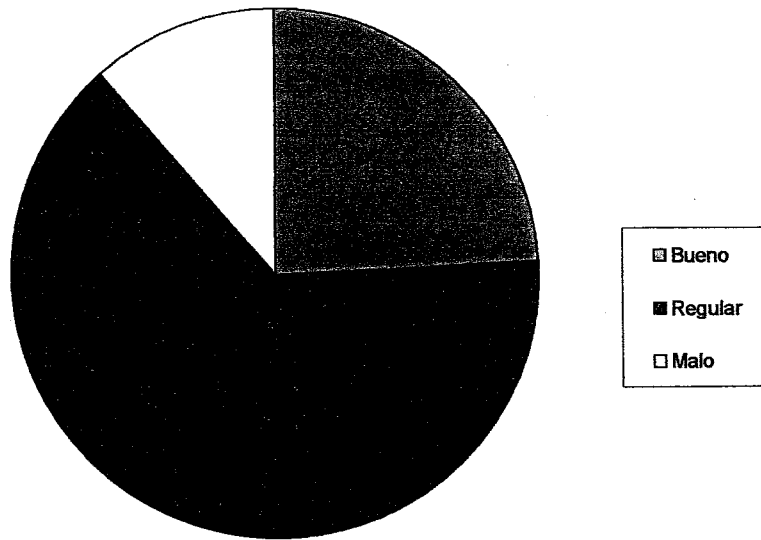


Figura 78.- Estado de conservación de las poblaciones andaluzas de vid silvestre.

Como se puede observar en la Tabla 4 en la Figura 78, el 65% de las poblaciones están en regular estado de conservación y el 11% está en mal estado, mientras que el 24% de las poblaciones se conservan en buen estado.

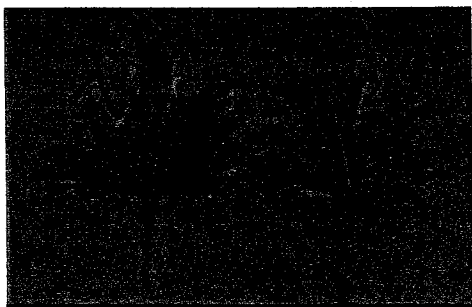


Figura 79.- Síntomas producidos por herbicida (glifosato) en una población de la cuneta de una carretera.

Como se comentaba en la introducción y puede observarse en la Tabla 4, aproximadamente el 90% de las amenazas, tanto presentes como potenciales, son amenazas antrópicas. La más característica es la transformación y limpieza de los cursos de agua, en los cuales se

arrasa con la vegetación ribereña propia de cada lugar, donde se incluye la vid silvestre. Otras amenazas antrópicas importantes son los riesgos de incendios, la construcción de nuevas vías de comunicación, pantanos y la limpieza física y con herbicidas de las cunetas (Figuras 79-82).



Figura 80.- Sustitución del bosque de ribera original del río Guadiana por especies forestales exóticas (eucaliptos).

En algunas poblaciones, como es el caso de 21/Santiago-Pontones/1, que es la correspondiente al río Borosa (Jaén), la amenaza más importante es el desplazamiento de las vides silvestres provocado por gran cantidad de portainjertos de origen americano y muchas parras que



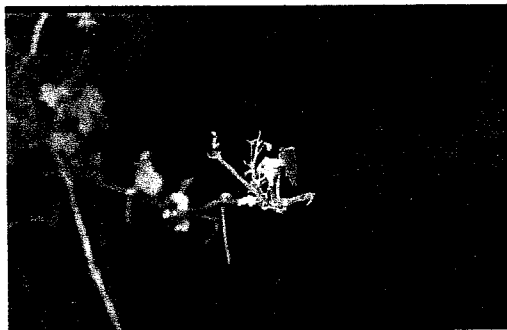
Figuras 81 y 82.- Diversos aspectos de la degradación que muestra el entorno de la población granadina.

son híbridos productores directos, traídos a la zona para paliar el impacto de la infestación filoxérica. En otros casos, como en el del río Aguamulas, en la Sierra de Segura (Jaén), los híbridos productores directos llegan a

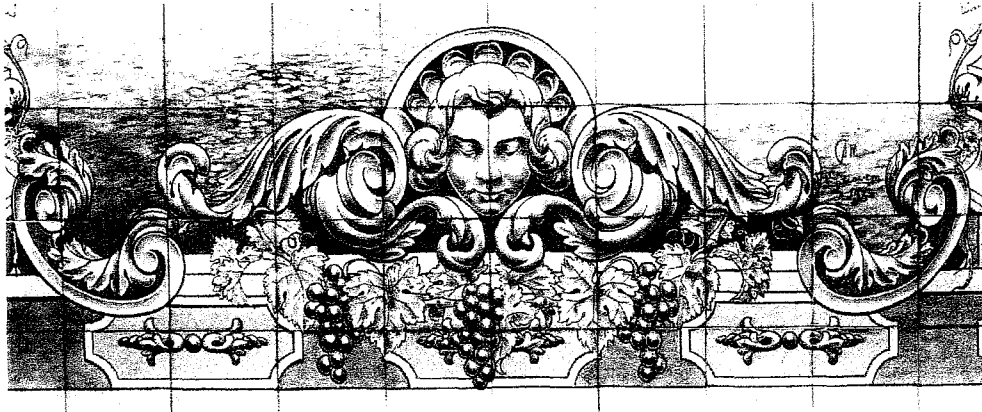
ocupar todo el cauce del río, sin que aparezca en la actualidad ningún ejemplar de vid silvestre.

En muchas poblaciones andaluzas, como ocurre en el P.N. de Los Alcornocales y en el P.N. de Cazorla, Segura y Las Villas, no se encuentran ejemplares jóvenes, debido al exceso de carga cinegética y ganadera existente, que se alimentan de plántulas jóvenes.

Al mismo tiempo, las piaras de cabras, ganado vacuno y caza mayor, sobre todo cérvidos, ejercen un importante ramoneo (Figuras 83 y 84).



Figuras 83 y 84.- Excrementos de cérvidos encontrados bajo brotes de vid silvestre ramoneados (Pantano del Tranco, P.N. de Cazorla, Segura y Las Villas).



VIII.- PRINCIPALES PLAGAS DE LA VID SILVESTRE

VIII.- PRINCIPALES PLAGAS DE LA VID SILVESTRE.

Contra la oruga innata oscura y contra la otra que viene de los sarmientos, de los pámpanos y, que roe las viñas al germinar, al florecer y al producir frutos.

(DE SALAZAR, 1624)

VIII.1. INTRODUCCIÓN.

Se admite hoy día que un cuarto, aproximadamente, de la producción agrícola mundial es destruida cada año por los enemigos de los cultivos; cantidad con la que se alimentarían a más de quinientos millones de personas. Si no se luchara contra estos parásitos, las pérdidas serían mucho más considerables y el rendimiento de la agricultura disminuiría sensiblemente (THACKER, 2002).

Las primeras noticias sobre insectos perjudiciales a los cultivos se remontan al tercer milenio a.C, y consisten en la representación de langostas en las tumbas de la sexta dinastía en Saqqara, en el Alto Egipto. Hay otras muchas referencias e instrucciones ante plagas en textos hebreos, chinos, romanos, egipcios, en las que se pone de manifiesto la importancia económica de las mismas, el uso de ciertas sustancias insecticidas, y la constatación de la relevancia de los factores ambientales (MAYER, 1959) (Figura 85).



Figura 85.- Detalle de una sillería china del s. XVIII



Figura 86.- Relicario de la Santa Cabeza de S. Gregorio Ostiense, obra del orfebre estellés José Ventura (s. XVIII).

En la Península Ibérica se tiene la tradición de que hacia el año 1040, una plaga de langosta asoló los viñedos de Navarra y La Rioja. Se pidió consejo al papa Benedicto IX, que dispuso se hicieran rogativas públicas en Roma, y al tercer día tuvo la revelación de que el remedio estaba en enviar a España a Gregorio, obispo de Ostia

(Italia). Acompañado de Santo Domingo de la Calzada, Gregorio peregrinó por los pueblos afectados predicando penitencias y

rogativas y, según las crónicas, la langosta y otras plagas desaparecieron. En épocas pasadas era costumbre pasar el agua de riego por la cabeza de San Gregorio para luchar contra las plagas de los cultivos (OCETE *et al.*, 2001) (Figura 86).

Antes de la llegada de los tres importantes parásitos americanos, la filoxera, el oídio y el mildiu, la vid era atacada por numerosas especies de insectos, pero no todos eran tan abundantes, ni ocasionaban daños tan graves como para considerarlos plagas. Los más importantes eran un pequeño coleóptero, conocido como altica, y la piral, un microlepidóptero. En la obra de DE HERRERA (1513), publicada por iniciativa de la Sociedad Económica Matritense, se hace incapié en diferenciar las larvas del lepidóptero respecto de las del coleóptero:

Los revoltones o revolvedores, gusanillos convólvulos de Herrera, parece son la misma pajueta de Andalucía y lagarta de otras partes, e identicos o muy afines por lo menos a la pequeña oruga procedente, no de la semilla del pulgón, sino de la piral de la vid.

Sobre la altica cabe resaltar que es el insecto al que más alusión se hace en la prensa agronómica del siglo XVIII. Se perseguían de muy diversas maneras; cogiéndolos a mano, cortando las hojas atacadas y quemándolas, bañando las cepas con infusiones repelentes como las de hojas de saúco, o plantado habares entre las cepas (BOUTELOU, 1807).

La piral de la vid también ha sido causa principal de numerosos ataques desde los tiempos de Plinio el Viejo, que la citaba como *convolvulus*. En el siglo XVIII se combatían deshojando y descortezando las vides. Posteriormente, empezaron a utilizarse otros métodos más efectivos como el escaldado y la sulfurización (ECHARRY, 1877).

Pero la mayor catástrofe producida por una plaga en los viñedos españoles fue la acaecida por la filoxera, que, procedente de América, destruyó en el último tercio del siglo XIX la totalidad de los ricos viñedos europeos y, entre ellos, los españoles, y aún después de haber transcurrido más de una siglo de su reconstitución con vid americana no se ha reparado en su totalidad, faltando cerca del medio millón de hectáreas para alcanzar la cifra de dos millones de viñedo que teníamos antes de la invasión filoxérica (AZCÁRATE, 1996).

Pero en el último tercio del siglo XX con la filoxera prácticamente bajo control, han ido surgiendo nuevas plagas en nuestros viñedos como la polilla del racimo y el mosquito verde.

Intuyendo que en la vid silvestre las plagas son sustancialmente las mismas, vamos a ver algunas de ellas detenidamente.

VIII.1.1. INSECTOS

VIII.1.1.1. FILOXERA

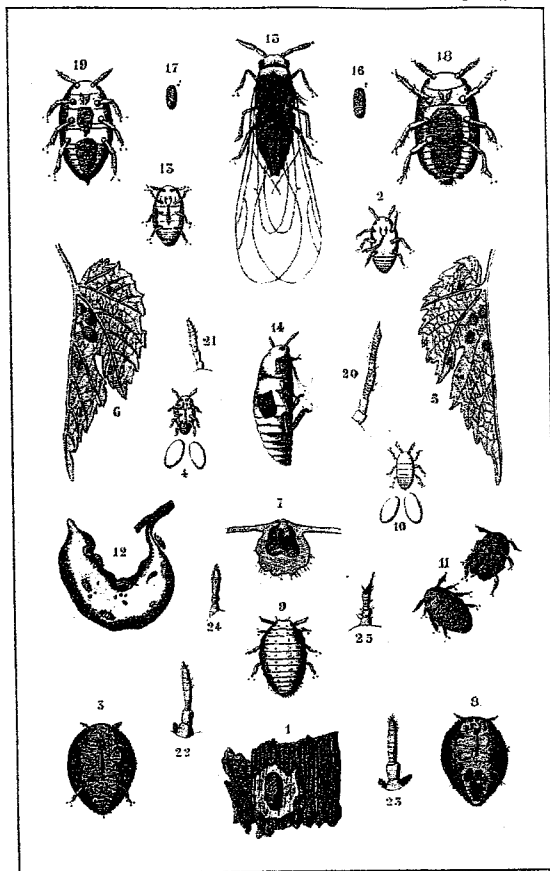
La viticultura estaba pasando, desde mediados del s. XIX, por toda una serie de vicisitudes sanitarias que parecía que iban a cercenar por completo este cultivo tras la llegada de la enfermedad criptogámica del oídio, procedente también de Norteamérica, como puede extraerse de la opinión vertida por muchos técnicos en la literatura especializada o, simplemente, en los artículos de prensa de la época.

VIII.1.1.1.1. ORIGEN DE LA PLAGA

La filoxera (*Daktulosphaira vitifoliae*) (Fitch) (Hemiptera, Phylloxeridae) es un pulgón monófago de origen norteamericano que ataca a diferentes especies del género *Vitis*, provocando daños de muy distinta intensidad (Figura 87).

La presencia de agallas causadas por el insecto en variedades americanas fueron reseñadas por el entomólogo Fitch, en 1854. El descubrimiento no tuvo demasiada difusión ya que, poco tiempo después, se produjo el estallido de la Guerra de Secesión, con la consecuente ralentización de la difusión científica.

Muchas vides americanas eran cultivadas en diversos jardines botánicos y viveros situados en distintos lugares de Europa, como era el caso de los situados en Hammersmith, en lo alrededores de Londres. Fue allí donde otro entomólogo, Westwood, descubrió que las agallas foliares estaban causadas por un insecto.



Dr. V. Fallico del. Lit. Gr. 145. 40/117

Figura 87.- Distintas fases del desarrollo de la filoxera. Lámina extraída de Graells, 1879.

El cultivo masivo de variedades americanas resistentes al oídio, hizo que este insecto fuera invadiendo todo el viñedo europeo.

En los viñedos del continente comenzaban a detectarse cepas carentes de vigor, afectadas por una enfermedad hasta entonces desconocida para los técnicos y viticultores de las diferentes regiones francesas, por lo que se conoció como *la nouvelle maladie de la vigne* y, más tarde, como *l'insecte*.

La forma radicícola del insecto fue estudiada por Planchon, en colaboración con Donnadieu.

El descubrimiento de la fase galílica llevó a pensar a Planchon que el insecto debía de ser el mismo descrito por Fitch en Norteamérica. Planchon y Lichtenstein comprobaron que durante el de vida del pulgón aparecían formas que se fijaban a las hojas y a las raíces de la cepas. A partir de entonces, no quedaba ya duda de que la filoxera era un insecto importado de Norteamérica sobre variedades originarias de dicho país.

En un principio, algunos investigadores postularon que el nuevo pulgón sólo atacaba a aquellas vides que se encontraban con poco vigor. Paulatinamente, fue extendiéndose la idea de que la causa del debilitamiento de la cepa era *"la fase radicícola ó forma devastadora"* del artrópodo (URIEN DE VERA Y DIEGO MADRAZO, 1891). Ésta se alimentaba de las raicillas de las cepas, formando toda una serie de nudosidades y tuberosidades, que posteriormente se necrosaban. Por ello, al cabo de unos tres años, las cepas infestadas, que tenían muy disminuida su capacidad de absorción de la solución del suelo, morían.

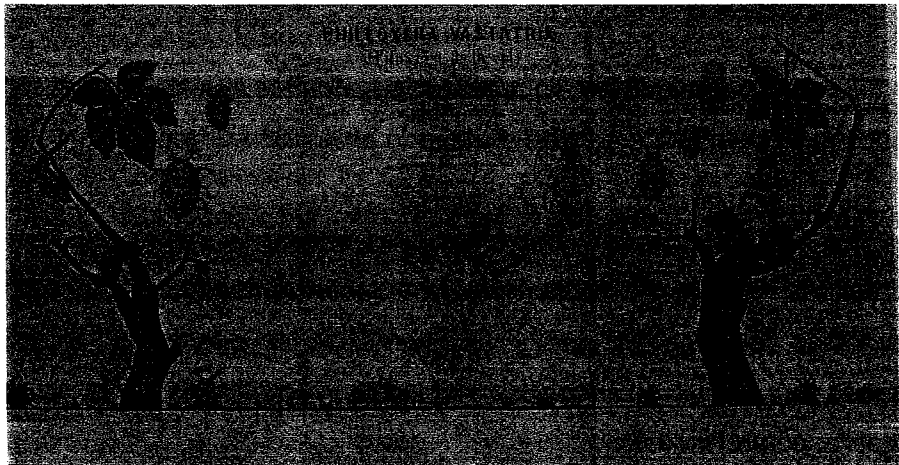


Figura 88.- Ciclo de vida de la filoxera procedente de MUÑOZ (1880).

Incluso las vides silvestres europeas (Figura 88).

VIII.1.1.1.2. DESCUBRIMIENTO DE LA FILOXERA EN ESPAÑA



Figura 89.- Monumento a D. Mariano de la Paz Graells en su pueblo natal (Tricio, La Rioja).

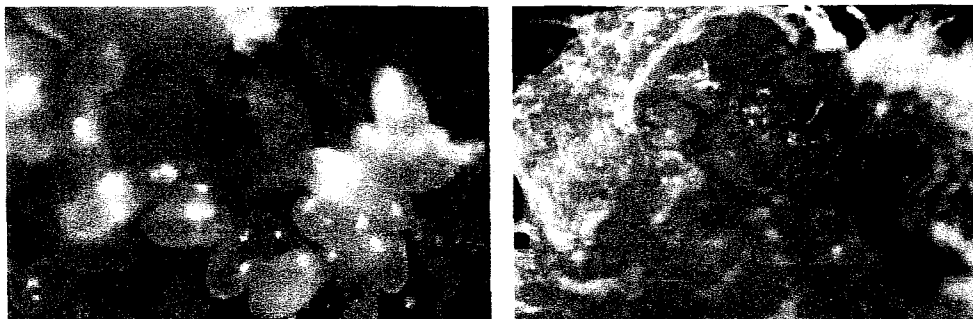
puerto
congresos sobre el tema (Figura 89)

El 9 de julio de 1878, la Sociedad Malagueña de Ciencias Físicas y Naturales anuncia la detección de la filoxera en la Axarquía, concretamente en la finca llamada Lagar de la Indiana, en el término municipal de Moclinejo, donde unas 25.000 cepas se encontraban infestadas. El número de plantas afectadas iba creciendo rápidamente, por lo que se solicitó la toma de medidas extinción por parte del Ministerio de Fomento, que puso como coordinador de las mismas a D. Mariano de la Paz Graells, consejero de agricultura, que había realizado estancias en el extranjero y acudido a varios

VIII.1.1.1.3. SÍNTOMAS

A nivel de vides americanas y ciertos híbridos entre variedades americanas y europeas, es fácil distinguir la presencia de agallas,

principalmente sobre las hojas. Si la colonización del limbo es severa, entonces, se disminuye la producción fotosintética (Figuras 90 y 91).



Figuras 90 y 91.- Detalle de la puesta en el interior de las agallas.

En el caso de las vides europeas, raramente aparecen agallas foliares. En las parcelas afectadas pueden apreciarse zonas con cepas poco vigorosas, es decir, con pámpanos de poco desarrollo y apariencia de clorosis. Al cabo de unos años, la sintomatología se hace más marcada y se produce un acortamiento de los entrenudos, aparecen corrimientos en la etapa de cuajado y los frutos no suelen madurar bien.

Al descubrir las raicillas aparecen los pulgones fijados a las mismas y una serie de engrosamientos, denominados nudosidades, en caso de estar situados junto al ápice, y tuberosidades, alejadas del ápice o sobre raíces algo más desarrolladas. Todas estas malformaciones son provocadas por la reacción de los tejidos vegetales a la inserción del aparato picador-chupador de las distintas fases del desarrollo radicícola de la filoxera.

Las nudosidades se forman al producirse la picadura sobre el meristemo, lo que se traduce en una inhibición del crecimiento la zona

afectada y una proliferación celular de las zonas adjuntas. Ello conlleva la aparición de una curvatura de la raicilla, que dificulta la circulación de la savia, que se acumula en su parte cóncava, de la que se alimenta la plaga. Paralelamente, se va produciendo una hipertrofia de su extremo final. Al cabo de un tiempo, se desecan provocado la muerte de la raicilla afectada.

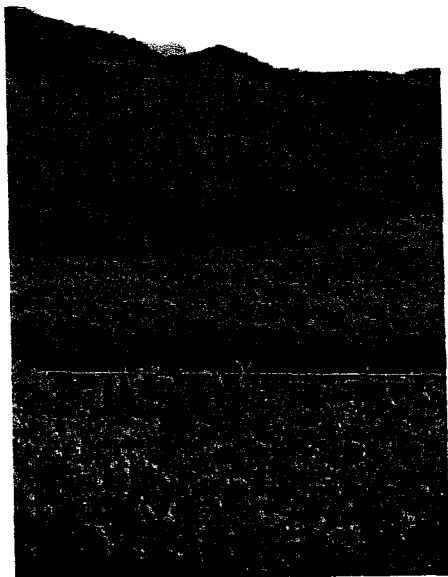


Figura 92.- Panorámica otoñal de un viñedo riojano injertado sobre el patrón RICHTER-110.



Figura 93.- Viña de uva de mesa, variedad Cardinal, plantada a pie franco en Los Palacios y Villafranca (Sevilla).

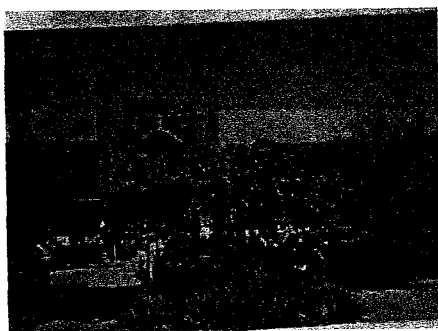


Figura 94.- Parra de uva de mesa en el patio de una madraza (Samarcanda, Uzbekistán).

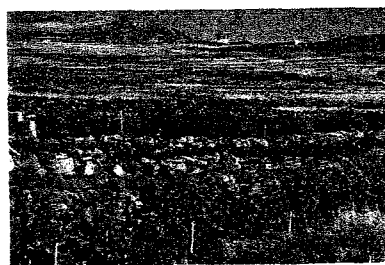


Figura 95.- Viñedo a pie franco de Punta de Teno (Tenerife).

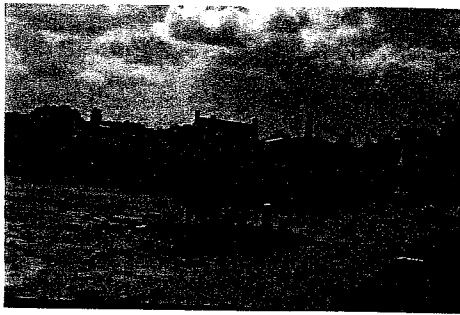


Figura 96.- Aspecto del viñedo de un *chateau* del Medoc injertado sobre el patrón SO4.

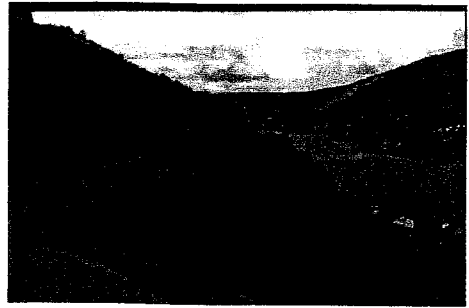


Figura 97.- Viñedo del valle del Rhin (Alemania), establecido sobre patrones resistentes a la filoxera.

diversos



Figura 98.- Viñedo de Cambados (Pontevedra) (arriba).



Figura 99.- Vendimia en el Marco del Jerez, donde se emplean portainjertos muy resistentes a la caliza activa y a la sequía, como el 41-B y el 13-5 EVEX.

Las tuberosidades se forman en raíces más antiguas, concretamente en zonas donde se concentran las penetraciones del estilete, lo que provoca la hipertrofia del tejido cortical. Con el tiempo, las tuberosidades, se abren y constituyen una vía de acceso para hongos y bacterias. De esa forma, se provoca la destrucción creciente del sistema radicular de la cepa infestada. Finalmente, la planta acaba por morir, al cabo de unos cuantos años, dependiendo de la variedad, tipo de terreno, climatología, etc.

Tanto las formas aladas como las larvas galícolas pueden ser transportadas por el viento. La dispersión de las formas radícolas tiene lugar de forma activa a través de las grietas del suelo. Por ese motivo, los suelos arenosos que carecen de grietas de desecación no son apropiados para el desarrollo de este insecto, que encuentra grandes facilidades en suelos más pesados, con mayor concentración de elementos texturales finos, limos y arcillas. Aparte de esto, el insecto no puede vivir en suelos que tengan encharcamientos frecuentes durante el año, especialmente, si tienen baja capacidad capilar, factor que decrece a medida que aumenta el tamaño de grano.

Los aperos de labranza e incluso el propio calzado de los trabajadores vitícolas pueden extender la plaga de forma pasiva.

La reconversión de los viñedos tuvo que hacerse sobre portainjertos resistentes, variedades americanas o híbridos entre vid americana y europea (Figuras 92-99).

VIII.1.1.1.4. FILOXERA Y VID SILVESTRE

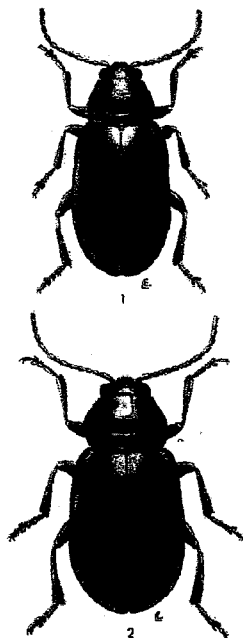
En un principio, se pensó en injertar las viníferas sobre vides silvestres. Éstas fueron rápidamente descartadas por las observaciones realizadas por Camile Saint-Pierre, que pusieron de manifiesto que las parras silvestres (*lambruscas*), también eran sensibles a la fase radicícola de la plaga. Este hecho fue constatado mediante infestación artificial por OCETE Y LARA (1994), cuya hipótesis sobre la ausencia de síntomas de infestación en diversas poblaciones de vid silvestre se debía a las condiciones edáficas y no a características intrínsecas de la planta. En DE LA BRANCHERE (1876) aparece recogido lo siguiente:

Hemos pensado en injertar las viñas cultivadas sobre el lambrusco o vid salvaje, tan común en nuestros bosque, pero las observaciones de Mr. Camile Saint-Pierre han demostrado que el lambrusco, por si misma, no es capaz de escapar a la filoxera. Y que sufre sus ataques ¿Creemos que el arbusto salvaje nutrirá suficientemente nuestras cepas más fértiles? Nada impide hacer algunos intentos a corta escala, pero exclusivamente a título de tentativa y sin contar inicialmente con que tengan éxito.

VIII.1.1.2. ALTICA

Dentro del viñedo español, los principales coleópteros que han causado daños generalizados, han sido el eumolpo, el cigarrero, la galeruca de los narcisos o malacosoma de Portugal y la altica. Mucho más restringidos han sido las infestaciones causadas por cerambícidos, como la castañeta (OCETE *et al.*, 2003).

La altica, *Haltica ampelophaga* (Gúerin & Méneville) (Coleoptera, Chrysomelidae) es una especie-plaga conocida con los nombres de "altica", "azulita", "pulguilla", "pulgón" o "coquillo", entre otros. Buena parte de la bibliografía señala que la Península Ibérica constituye su área de origen (RODRÍGUEZ PÉREZ, 1992) (Figuras 100 y 101).



Figuras 100 y 101.- Imagos de altica (Dibujo extraído RUIZ CASTRO, 1935) e imago alimentándose.

Es conocida en España desde la Edad Media (STELLWAAG, 1928). Según RUIZ CASTRO (1935), Málaga podría haber sido el foco de origen de la plaga. Según DE HERRERA (1513):

El pulgón de la vid que Aso citó primero entre las Crisomelas, dudando si sería el mismo de las coles (Chrys. oleracea Lin.), tan vulgar en toda Europa, es una especie de Altica nueva al parecer y propia de España, o desconocida, al menos, de los naturalistas extranjeros.

Son muchos los relatos antiguos sobre los importantes daños causados por esta especie en tiempos pasados, como el texto de la novena de LOMAS (1854), donde se recoge la noticia de la fuerte

infestación sufrida por los viñedos jerezanos en el S. XVII, que motivaron la salida en procesión de la Virgen de la Merced, patrona de Jerez de la Frontera, con el fin de mitigar el problema:

[...] mucha confianza inspira a vuestros hijos jerezanos vuestra aparecida Imágen bajo el dulce título de la Merced, donde sabemos que siempre hallamos las mercedes que necesitamos, como una vez más lo experimentó este pueblo en el año de 1604; pues haciéndose rogativa en vuestro Santuario desapareció la plaga del pulgón que assolaba las viñas de los campos de Jerez; y en año de 1640, hallándose todas las viñas de este término castigadas con tan gran plaga de pulgón, que se temía no sólo perder la cosecha de aquel año, sino el de muchos más, recurrieron a vuestro Patrocinio, haciéndoos pública y devota rogativa, que fué oída, lográndose copiosa cosecha de vino.

El imago es la fase hibernante de esta especie. Los insectos se refugian en el suelo o en las grietas de las cepas. Cuando las cepas empiezan a brotar, los adultos inician la alimentación sobre los brotes tiernos antes de la cópula. En esta época originan el máximo daño a las cepas. Cada hembra pone alrededor de 30 huevos que eclosionan al cabo de ocho días.

Las larvas de primer estadio comienzan ya a alimentarse de las hojas dejando sólo la nerviación, y adquiriendo éstas aspecto de gasa (RUIZ CASTRO, 1935) y pudiendo dejar deshojadas las cepas infestadas. A los 15 días aproximadamente, estas larvas se entierran para pupar.

Esta plaga, o ha desaparecido, o es considerada secundaria en la mayoría de los viñedos españoles, aunque si el ataque es fuerte, puede llegar a causar verdaderos estragos durante el periodo de brotación.

En la actualidad es constante la presencia de la altiva en La Axarquía y zona vitícola costera del sur de Granada. En el Marco del Jerez, tras la implantación del sistema de confusión sexual contra *L. botrana*, se ha reducido drásticamente el número de tratamientos químicos, por lo que se ha producido un rebrote de los daños causados por plagas secundarias, como es el caso de este coleóptero, registrándose en algunos casos más de 15 imagos por brote. Los principales daños, como ya se ha indicado, se producen durante la brotación. Sus contingentes poblacionales son mayores en las parcelas de regadío que en las de secano (OCETE *et al.*, 2003.).

VIII.1.1.3. MOSCA BLANCA

Con el nombre de moscas blancas se conocen a un grupo insectos homópteros de la familia *Aleyrodidae* cuyos adultos tienen el cuerpo recubierto de una fina capa de polvo blanco de aspecto harinoso (*aleyron* = harina), producido por unas glándulas ventrales (CABELLO *et al.*, 1996).

Bemisia tabaci tiene su origen en las regiones del centro del oriente asiático. Recientemente, un biotipo nuevo (biotipo nuevo para algunos taxónomos o especie nueva para otros) se ha extendido, en corto plazo de tiempo, por diversas regiones europeas y americanas, originando grandes pérdidas en los cultivos afectados.

Este insecto se ha convertido en una plaga perjudicial para casi todo tipo de cultivos. Su proliferación en toda Sudamérica se asocia al cambio climático producido por el Fenómeno de El Niño de 1997/98 que provocó el aumento de las poblaciones del dañino bicho. Pero la causa de que sea hoy una plaga que muchos agricultores consideran incontrolable se encuentra en el abuso de agroquímicos (APARICIO *et al.*, 1998).

Los adultos son alados y los estadíos inmaduros, son sésiles, aplanados y parecidos a escamas. Los daños ocasionados por este insecto son variados. El daño principal encontrado es la succión de la savia de la planta producida tanto por los adultos como por las ninfas, manifestándose un debilitamiento y marchitamiento del vegetal (BERLINGER, 1986).

La excreción de sustancias azucaradas que propician el crecimiento de un conjunto de hongos saprófito conocido como fumagina, también tiene un efecto adverso en la fotosíntesis, al impedir la llegada de luz a la superficie foliar (CIAT, 1986).

En algunos cultivos, este insecto es responsable de la transmisión de diversas enfermedades virales (MUNYAPPA, 1980).

La mosca blanca tiene una gran cantidad de plantas huésped y se han observado diferencias en la preferencia para determinadas plantas según las épocas del año (NARESH Y NENE, 1990).

Esta mosca blanca, constituye un importante problema sanitario de los cultivos hortícolas andaluces bajo plástico, como puede verse en los invernaderos almerienses.

VIII.1.1.4. MOSQUITO VERDE

La descripción de este *mosquito verde* o *saltador de la parra* (*leafhopper*) fue realizada por Zanon, en 1920, sobre muestras recolectadas en parrales de Bengasi (Libia), de ahí su nombre específico. Las muestras enviadas a la Universidad de Argel fueron estudiadas por

Bergevin, quien concluyó que pertenecían a una nueva especie, a la que se dio el nombre de *Chlorita lybica* Bergevin y Zanon, como puede verse en BERGEVIN y ZANON (1922).

A partir de 1978 se incluye dicha especie en el género *Jacobiasca*, por lo que su actual nombre científico es *Jacobiasca lybica* (Bergevin & Zanon) (Hemiptera, Cicadellidae) (Figura 102).

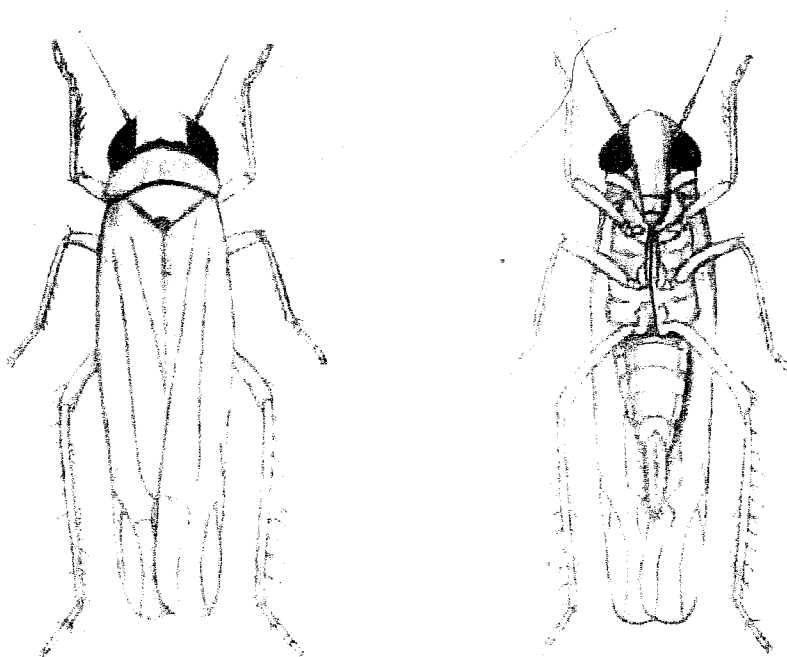


Figura 102.- Vista dorsal y ventral del mosquito verde. Dibujo procedente de RUIZ CASTRO (1944.)

A partir de la segunda década del S. XX, sus infestaciones han ido adquiriendo una importancia creciente en diversas regiones vitícolas de la Península Ibérica (ARAÚJO, 1988; QUARTAU y REBELO, 1992; QUARTAU *et al.*, 1989; LÓPEZ, 1997; MADEIRA *et al.*, 1988). Entre los años 1994-2003, nuestro equipo de trabajo ha observado un fuerte aumento de los niveles de infestación de mosquitos verdes en los viñedos

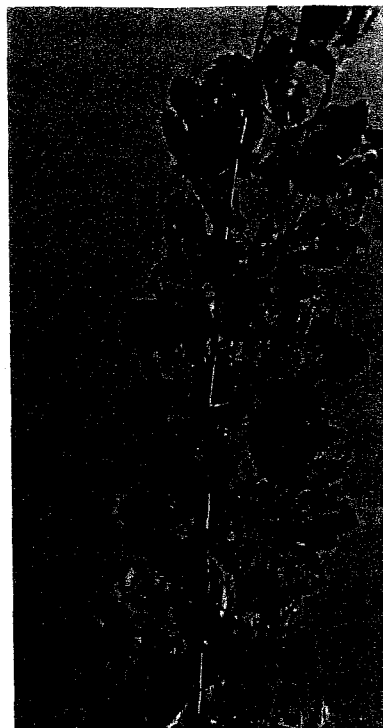
meridionales españoles pertenecientes al Marco del Jerez (Cádiz), Montilla-Moriles, Condado de Huelva, alrededores de Mollina (Málaga) y diversos puntos de La Axarquía, Almuñécar e Ítrabo (Granada), Parrales almerienses y Los Palacios (Sevilla) (Figuras 103-105).

Ese aumento poblacional, que es paralelo al registrado en otras especies fitófagas, ha sido más fuerte en aquellas parcelas pertenecientes al Marco del Jerez sometidas al sistema de confusión sexual contra la polilla del racimo, mediante difusores que liberan feromona sintética, donde, en los meses centrales del verano se pueden superar las 20 formas móviles preimaginales del mosquito verde por hoja (RAMÍREZ DÁVILA, 2004), cuando el umbral de tolerancia reseñado es de 0,5 individuos/hoja (TOLEDO, 1992). Este efecto se debe a la drástica reducción de los tratamientos químicos contra el tortricido.

Cada hembra de mosquito verde deposita en torno a 50 huevos en el envés de las hojas, en zonas próximas a los nervios principales o los peciolo. El primer estadio larvario presenta una longitud máxima en torno a 0.7 mm y se caracteriza por ser casi transparente, tras la eclosión. Luego, se va haciendo más amarillenta a medida que comienza a alimentarse a través de su aparato picador-chupador. En el primer estadio ninfal se aprecian ya los esbozos alares, que alcanzan el extremo del segundo segmento abdominal. La coloración se torna verdosa y su longitud es de unos 1,5 mm.



Figuras 103 y 104.- Síntomas causados por el mosquito verde en una variedad blanca.



Figuras 105.- Idem sobre una variedad tinta.

El imago presenta una coloración verdoso-amarillenta, muy influenciada por la variedad de vid de la que se alimenta. Su longitud total es de unos 3 mm. Las hembras son mayores que los machos. La longitud total de sus cuerpos supera los 2 mm, valor que es inferior en el caso de los ejemplares del otro sexo.

La duración estimada del ciclo completo puede situarse en unas 5 semanas. El número de generaciones que se suceden entre finales de mayo y principios de noviembre es de unas 5, existiendo superposición entre las mismas.

La mayoría de los *mosquitos verdes* pertenecientes a los géneros *Empoasca* y *Jacobiasca* (Hemiptera, Cicadellidae), son especies sumamente polífagas (PLANES y CARRERO, 1995).

Los síntomas provocados por la absorción de savia elaborada de las hojas de la viña consisten en la aparición de decoloraciones en los márgenes, que posteriormente se necrosan, originándose una defoliación, cuya intensidad depende del nivel de ataque y de la propia susceptibilidad de la vinífera (BAILLOD *et al.*, 1993; REBELO y QUARTAU, 1992) El ataque sobre variedades tintas, provoca que los bordes de sus hojas adquieran una tonalidad rojiza anticipada, que se conoce bajo el nombre de *roya colorá*. También se observan crispaciones del borde foliar y un arrollamiento sobre el envés. La acción del insecto provoca, además, el clásico *arrepollado* visible en los brotes afectados, debido a un acortamiento de los entrenudos y la brotación anticipada de las yemas, tras la abscisis generalizada.

Como consecuencia de todo ello, los racimos no llegan a madurar bien, lo que se traduce en un descenso del grado Baumé del mosto y en que los sarmientos no agostan con normalidad (RUIZ CASTRO, 1965; RUIZ CASTRO y MENDIZABAL, 1939; TOLEDO, 1992; OCETE *et al.*, 2004).

VIII.1.1.5. OTRAS PLAGAS

Dos tipos de hemípteros que aparecen sobre la vid, excluyendo a la filoxera, son los pulgones, de la familia de los áfidos y las cochinillas, de la familia de los psedocócidos.

- La mayoría de los pulgones son insectos cosmopolitas y polívoros. Suelen producir ligeras alteraciones en las hojas y en los brotes tiernos. Los daños más relevantes que producen estos insectos son dos. En primer lugar emiten abundante melaza sobre la que puede desarrollarse el hongo conocido como "negrilla" y atraer a un contingente elevado de hormigas. Y en segundo lugar, suelen ser transmisores de virus, algunos de ellos persistentes (BLACKMAN y EASTOP, 1985) (Figura 106).

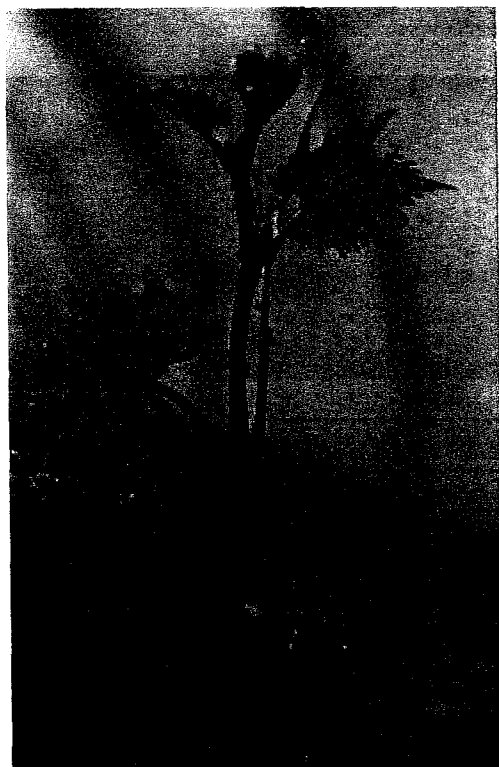
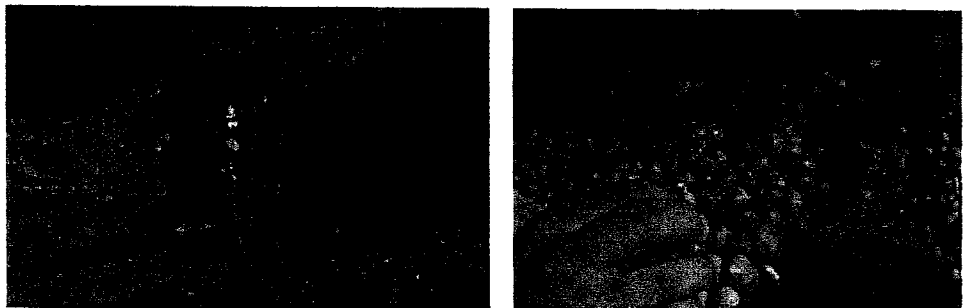


Figura 106.- Pulgones sobre brote de vid
(Foto M. Lara).

- La principal cochinilla que puede causar daños en la vid es *Planococcus citri* (Risso) (Hemíptera, Pseudococcidae). Es la especie de cochinilla más extendida en España. Al igual que ocurre con las dos

especies de áfidos, es una especie polífaga, con movilidad en todas las fases de su desarrollo, que infesta principalmente a cítricos, higuera, algarrobo, viña y diversas plantas ornamentales (GARCÍA MARÍ *et al.*, 1994). Además, las colonias de cochinilla suelen servir de cobijo para diversas plagas de ácaros (ORTU, S., 1986).

Suele denominarse vulgarmente como “melazo” o “cochinilla algodonosa”. En el Marco del Jerez, este insecto es conocido como “mangla” (PÉREZ y ROMERO, 1978) (Figuras 107 y 108).



Figuras 107 y 108.- Mangla sobre tronco y racimo .

Esta especie puede llegar a tener hasta 6 generaciones en los parrales almerienses (RUIZ CASTRO, 1965), donde ha llegado a causar daños importantes, por tratarse de uva de mesa. Un racimo afectado por este parásito hace que pierda su carácter de fruta, y se destine a otros usos: vino o alcohol. En otras áreas vitícolas, destinadas a producir uva para vinificación, se considera una plaga secundaria (TOLEDO, *op. cit.*; LÓPEZ, *op. cit.*).

- Las termitas son otra problemática importantes en algunas zonas cultivadas como el Marco del Jerez. Mediante la observación del

contenido de las distintas zonas del tronco, brazos y portainjerto de cepas de la variedad Palomino fino del Marco del Jerez, se ha seguido la migración estacional de las distintas castas y estadíos preimaginales de las colonias de *Kaloterms flavicollis* (Fabricius) (Isoptera, Kalotermitidae), que constituye un importante problema sanitario de los viñedos meridionales de España.

VIII.1.2. ÁCAROS

VIII.1.2.1. ERINOSIS

Esta plaga está provocada por el ácaro *Colomerus vitis* (Pagenstecher) (Acari, Eriophyidae). Se trata de una especie monófaga ampliamente distribuida por los viñedos de ambos hemisferios (KEIFER *et al.*, 1982).

Este ácaro tiene tres razas fisiológicas: raza de las falsas agallas, raza curvadora de hojas y raza de las yemas.

C. vitis hiberna en estado adulto, bajo las cortezas de madera del año anterior y bajo las brácteas externas de las yemas en grupos numerosos (FERRARO, 1983; PÉREZ DE OBANOS, 1991; LARA y OCETE, 1992). En primavera, durante la brotación, los adultos empiezan a picar los brotes nuevos por el envés provocando la formación de falsas agallas debido a la hipertrofia de las células epidérmicas (formación de tricomas) y deformación del parénquima. El tamaño de estas agallas varía de 0.5 a 2 cm², pero en casos de fuerte infestación, se pueden unir

formando una especie de fieltro continuo (RIBÉREAU-GAYON y PEYNAUD, 1982). En estas zonas, las hembras realizan la puesta, desarrollándose hasta siete generaciones (ARNAUD y ARNAUD, 1931).

Los daños causados por esta raza no son importantes, debido a que sólo provoca una leve disminución de la capacidad fotosintética de la planta (CORDERO *et al.*, 1991) (Figuras 109-111).

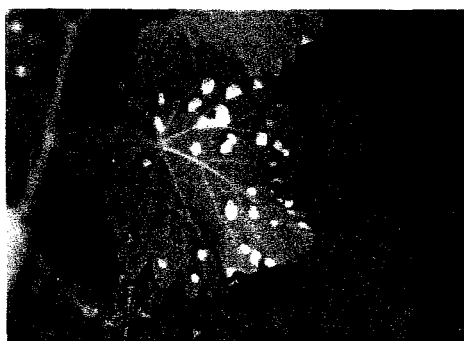


Figura 109.- Aspecto del envés de una hoja con síntomas de erinosis.

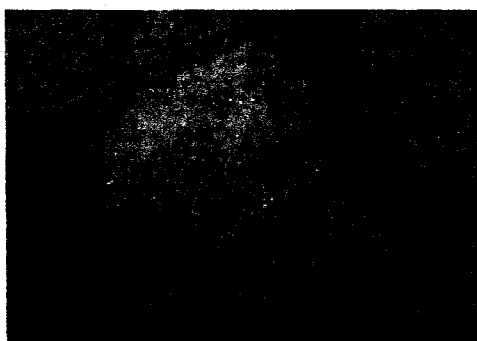


Figura 110.- Vista de un erineo. Nótese como los tricomas toman una coloración parda con el tiempo.

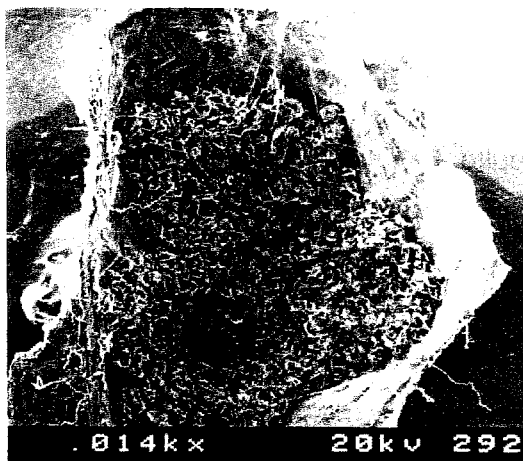


Figura 111.- Detalle de un erineo al microscopio electrónico.

Según FERRARO (1983), el desarrollo de la erinosis se ve favorecido cuando la humedad ambiental es elevada, como es el caso de los bosques en galería, y se advierte una disminución de los ataques cuando la primavera es seca, en el caso de los viñedos comerciales.

VIII.1.2.2. ACARIOSIS

Se conoce así a los daños producidos por un pequeño ácaro de la familia de los eriófidos (*Calepitrimerus vitis* Nalepa, sin. *Phyllocoptes vitis* Nal.). Se describe por primera vez en Suiza por Muller – Thurgau en 1904 (GALET, 1982).

C. vitis es una especie asociada a la vid tanto en países vitivinícolas de Europa como en Estados Unidos. También se ha detectado su presencia en Sudáfrica y Australia. En la mayoría de estos lugares este ácaro tiene el carácter de plaga ocasional de importancia secundaria (SAZO RODRÍGUEZ *et al.*, 2003) (Figura 112).

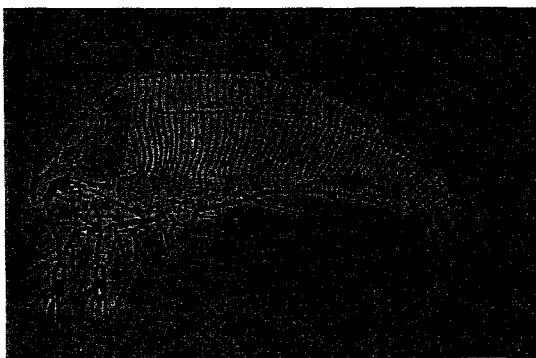


Figura 112.- Imago de *Calepitrimerus vitis*.

El adulto es un ácaro pequeño (0,15 – 0,20 mm), vermiforme, de cuerpo alargado, ensanchado y de forma triangular en la parte media-anterior. Presenta el cuerpo color marrón pálido, fuertemente segmentado, 2 pares de patas y, un par de

filamentos caudales delgados. Los huevos son semi - esféricos, blanquecinos y muy pequeños, 0,03-0,04 mm aproximadamente. La hembra coloca huevos en forma aislada o en grupos.

Este ácaro inverna como hembra adulta que se localiza preferentemente bajo las brácteas de las yemas o bien en intersticios de la corteza del brazo o sarmiento. Bajo condiciones de alta presión de la plaga es posible encontrar individuos en el haz de la hoja en torno a la nervadura y contabilizar más de un millar de ejemplares/hoja, especialmente desde enero en adelante. Al inicio de la primavera, coincidiendo con la etapa de desborre, emprenden su actividad picando las hojas jóvenes por su envés. Pueden tener de 3 a 4 generaciones anuales. Finalmente, desde la última semana de marzo y por un plazo de dos semanas, los adultos se desplazan desde las hojas a las yemas o lugares protegidos para invernar hasta la temporada siguiente (PÉREZ MARÍN, 1987; PÉREZ MORENO, 1997).

Los síntomas del daño varían con la densidad poblacional. Bajo condiciones de alta presión de infestación es posible observar necrosis de las escamas que protegen el primordio vegetativo y en casos extremos podría asociarse incluso con la muerte de yemas. Por otra parte, altas poblaciones de este ácaro a inicios de brotación pueden provocar disminución del crecimiento lo que se expresa como entrenudos cortos en forma de zig-zag e incluso, a veces, la detención del crecimiento.

Si las condiciones de la primavera durante la brotación son favorables para el rápido desarrollo del brote, el impacto de esta plaga es menor. Por el contrario, si son desfavorables y el crecimiento es lento el impacto es mayor. Más tarde, comienzan a aparecer en las hojas puntos decolorados, observables al trasluz, causados por la succión del ácaro.

Por otra parte esta plaga puede además, afectar el cuajado del fruto provocando aborto de flores que luego se expresan como problemas de corrimiento.

Esta sintomatología puede además asociarse con problemas de maduración de la uva, con las consiguientes consecuencias sobre la calidad del vino (PÉREZ DE OBANOS, 1991).

Actualmente, éste ácaro se encuentra en Andalucía distribuido por diversas zonas vitícolas de Cádiz y Jaén. Al igual que ocurre con la erinosis, es una plaga en expansión debido a la intensificación en las tratamientos insecticidas que eliminan los enemigos naturales que hasta ese momento los mantenían inferiores al umbral económico de daño .

VIII.1.2.3. ARAÑA AMARILLA

La importancia de los daños producidos por los ácaros fitófagos en los viñedos españoles se ha visto incrementada de manera notable en los últimos años. El número de especies dañinas que se citan actualmente en España asciende a seis (PÉREZ MORENO, 1997).



Figura 113.- Síntomas de ataque de la araña amarilla.

Tetranychus urticae Koch (Acari, Tetranychidae), conocido vulgarmente como araña amarilla, es muy importante en la práctica totalidad de los cultivos españoles. En los viñedos, es muy común, llegando a

ser una plaga de gran importancia, sobre todo en las lindes de las parcelas, excepto en Galicia (Figura 113).

La característica más destacable de este ácaro es su amplia polifagia. Es capaz de desarrollarse en más de 150 especies vegetales de interés económico, entre las que se encuentran cultivos hortícolas, extensivos, frutales y ornamentales (GARCÍA-MARÍ *et al.*, 1989; FERRAGUT y SANTONJA, 1989). Es muy frecuente en diversos cultivos andaluces, tanto al aire libre como protegidos bajo plástico. El establecimiento de los nidos de este ácaro en el envés de las hojas de vid provoca la decoloración parcial y el amarilleamiento de las hojas, induciendo una abscisis precoz, que incide directamente en una pérdida del grado de azúcar y peso de la cosecha (ARIAS y NIETO, 1981). Éstos síntomas son similares a los de la sequía (GARCÍA-MARÍ *et al.*, 1991). Cuando existe una fuerte defoliación en las variedades de cultivo, se producen rebrotes que provocan una pérdida de reservas de la planta (ARIAS, 1992). Éstos no se han observado en el caso de los ejemplares silvestres, donde el porcentaje de hojas afectadas no suele exceder del 5%.

VIII.1.3. NEMATODOS

Las especies del género *Xiphinema* (Dorylaimida, Longidoridae), pueden causar grave problemática en zonas vitícolas con suelos con diversos caracteres como son terrenos con dosis de arcillas superiores al 3%, temperaturas entre 15 y 20° C, terrenos húmedos y ha y también que tener en cuenta que las pendientes del terreno y la dirección de las labores influyen en su diseminación (NICKLE, 1991).

Son nematodos ectoparásitos que pueden producir dos tipos de daños: directos e indirectos.

Directos: Hinchazones en las raicillas.

Indirectos: Transmisión del virus del entrenudo corto (*Grape Fanleaf Virus*) (SANTOS et al, 1997; SIDDIQI, 1986).

VIII.2. MATERIAL Y MÉTODOS

En cada población de vid silvestre encontrada en Andalucía se han prospectado las raíces hasta una profundidad de 0,5 m y la parte aérea de cada una de las parras hasta una altura de 2,5 m para evaluar su infestación. Las plagas que hemos considerado más importantes, se evalúan según las directrices propuestas en IPGRI, UPOV y OIV (1997), donde: 0 (No presencia), 1 (Presencia muy baja), 3 (Presencia baja), 5 (Presencia media), 7 (Presencia alta), 9 (Presencia muy alta).

Con estos datos, y al igual que en capítulos anteriores, se ha creado una tabla de en la base de datos *Vitis sylvestris*, con los siguientes campos, para cada población:

- Filoxera
- Erinosis
- Mosca blanca
- Araña amarilla
- Mosquito verde
- Otras plagas

Con las plagas más importantes, la filoxera y la erinosis, hemos hecho un seguimiento especial en algunas poblaciones como 41/Guillena/1, que especificaremos a continuación.

Para evaluar la sensibilidad de la vid silvestre para con la filoxera, se procedió a realizar infestaciones artificiales sobre plantas de vid silvestre obtenidas mediante micropropagación, de una población de cada provincia (Tabla 5).

Tabla 5.- Plantas infestadas artificialmente con agallas de filoxera.

Población	Clave	Nº de plantas
23/Guarromán/2	J3	10
14/Córdoba/1	Co1	10
11/Zahara de la Sierra/1	Ca10	10

Las infestaciones artificiales tuvieron lugar macetas de 2 l, que se dispusieron en los invernaderos del Instituto de Agrobiología y Recursos Naturales (CSIC) de Sevilla (Figura 114).



Figuras 114.- Infestación artificial con hojas filoxeradas.

En todos los casos, las plantas se plantaron en un sustrato formado por una parte de perlita, dos de arena y tres de turba y se procedió de forma similar a la indicada por BOUBALS (1966).

Posteriormente, el día 2/6/2004 se llevó a cabo la infestación de cada maceta con diez hojas de la variedad "Rupestris de Lot", cultivada en la Estación Experimental del Rancho de la Merced (Jerez de La Frontera), que contenían una media de 80 agallas de filoxera/hoja.

La evaluación de los síntomas en hojas se llevó a cabo a los tres meses de la infestación. La de la raíces se realizó a los 15 meses.

Para determinar la presencia de la polilla del racimo en vid silvestre se colocaron 4 trampas de feromonas sexuales en la población 41/Guillena/1, separadas 100 metros unas de otras entre mayo y octubre de 2004.

En el caso de la erinosis, se llevaron a cabo varios estudios. Primero, se realizó un seguimiento de esta plaga durante los meses de abril, mayo y junio de 2003 en la población del embalse de La Minilla (006° 09' 25" W, 37° 39' 34" N) en la provincia de Sevilla (41/Guillena/1). Se eligieron diez hojas al azar, al inicio de la brotación (estado fenológico D) (BAGGIOLINI, 1952), y se hicieron conteos quincenales del número de erineos.

En Enero de 2004 se tomaron muestras de vid de diversas poblaciones para examinar los nidos invemantes de *C. vitis*.

Por último, se realizaron prospecciones bajo la lupa en hojas con síntomas para observar en el interior de los erineos posibles enemigos naturales de *C. vitis*. Éstos fueron identificados mediante claves taxonómicas apropiadas, y serán expuestos en el capítulo de **Principales enemigos naturales**.

VIII.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La vid silvestre, como ya fue referido por OCETE *et al.* (2002), suele mantener un buen nivel de tolerancia/resistencia a plagas y enfermedades. El estado sanitario de estas poblaciones no reviste ningún problema de cara a provocar la muerte de las parras infestadas y, por tanto, para su conservación. Asimismo, los diferentes grados de sensibilidad mostrados en el seno de cada población constituyen un claro exponente de la diversidad genética de sus componentes.

VIII.3.1. INSECTOS

VIII.3.1.1. FILOXERA

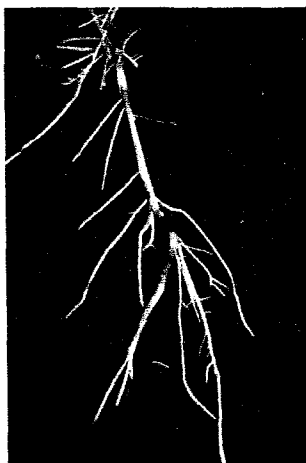


Figura 115.- Aspecto de una raicilla exenta de filoxera.

Tras realizar un muestreo minucioso del sistema radicular en todas nuestras poblaciones de vid silvestre, no se han encontrado síntomas en ninguna de ellas, que demuestren la infestación por parte este insecto. Cabe destacar que algunas de estas poblaciones se encuentran muy cerca de zonas cultivadas de viñas, que fueron ampliamente dañadas por la llegada de la filoxera. Tampoco se notó la presencia de síntomas de ataques provocados por nematodos (Figura 115).

En las hojas, tras la infestación artificial, únicamente se registraron agallas estériles e incompletas en 2 macetas pertenecientes a la población Co1 (Figura 116), por lo que según IPGR, UPOV y OIV (1997), la notación correspondiente al apartado 9.1.1 sería 3 (baja) para dicha población y ausente en el resto. Respecto a las raíces de las tres poblaciones, los síntomas de nudosidades y tuberosidades fueron poco frecuentes (<10 / raíz), quedando los puntos de necrosis localizados y aislados en la corteza por lo que la notación para el apartado 9.1.2 de la última cita sería 1-3 (muy baja-baja), resultados que concuerdan con los obtenidos por OCETE y LARA (1994). Estos eran 7-9, según la notación de OIV (1983) (Figuras 117-119).

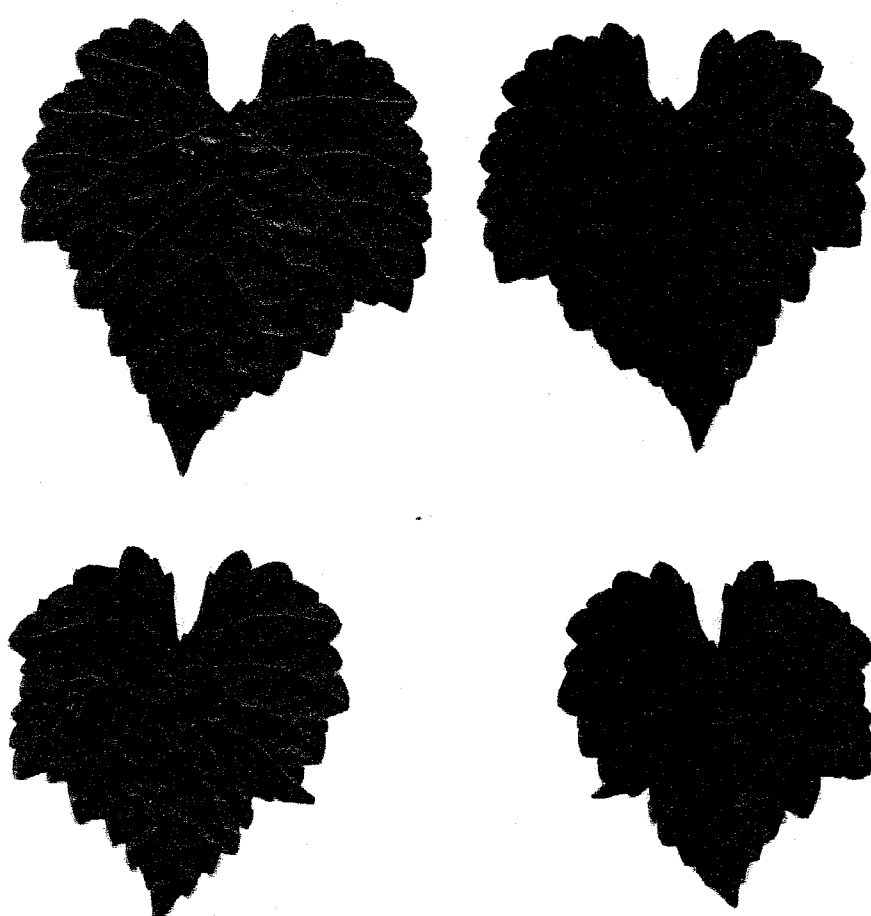


Figura 116.- Hojas de vid silvestre con ataque de filoxera.

algunos síntomas gálicos.

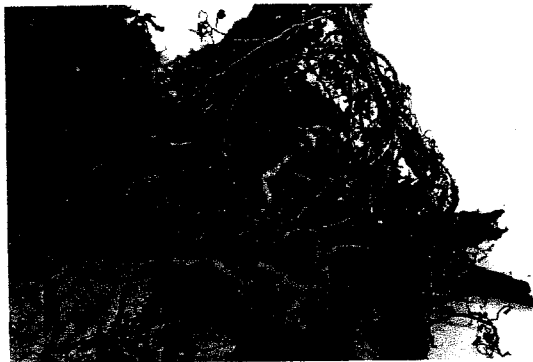


Figura 117.- Aspecto de una raicilla de plántula de vid silvestre, infestada artificialmente, con síntomas de filoxera



Figura 118.- Tuberosidad causada por infestación artificial de filoxera con hembra partenogénica.



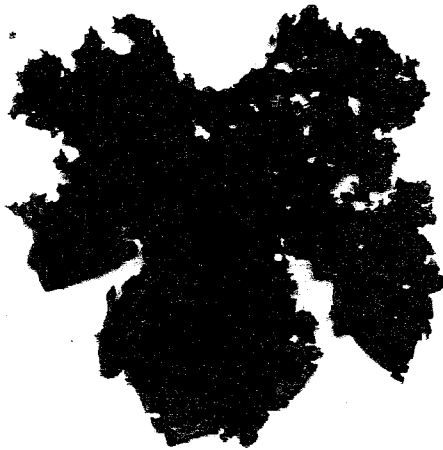
Figura 119.- Nudosidad causada por infestación artificial con filoxera.

VIII.3.1.2. ALTICA

En el caso de la altica, solamente se han encontrado escasos ejemplares sobre algunas parras de la ribera del río Guadalquivir (Córdoba), arroyo del Chorreadero (Cádiz) y en el embalse de La Minilla (Sevilla), todas ellas con un grado de infestación leve (Tabla 6) (Figuras 120 y 121).

Tabla 6.- Poblaciones con presencia de *Haltica ampelophaga* y niveles de infestación.

Población	Municipio	Provincia	COORDENADAS		Nivel de infestación
14/Córdoba/3	Córdoba	Córdoba	004° 17'	38° 03'	3
11/Grazalema/1	Grazalema	Cádiz	005° 33'	36° 33'	3
41/Guillena/1	Guillena	Sevilla	006° 09'	37° 39'	3



Figuras 120 y 121.- Daños producidos por la altica en hojas de vid silvestre.

VIII.3.1.3. MOSCA BLANCA

Se ha observado su presencia en algunas parras existentes en el norte de las provincias de Córdoba y Sevilla. Parece que las hojas de vid son más atractivas para la mosca blanca que las de sus tutores y, a su vez, las plantas pequeñas recién germinadas suelen tener mayor infestación que las parras grandes. Infestaciones de este homóptero han sido ya descritas en otras poblaciones de la zona Cantábrica (OCETE *et al.*, 2000), así como en muchas poblaciones de la costa guipuzcoana (OCETE *et al.*, 2004) (Tabla 7) (Figura 122).

Tabla 7.- Poblaciones con presencia de *Bemisia tabaci* y nivel de infestación.

Población	Municipio	Provincia	COORDENADAS		Nivel de infestación
41/Guillena/1	Guillena	Sevilla	006° 09' 25"	37° 39' 34"	3
14/Montoro/2	Montoro	Córdoba	004° 16' 21"	38° 07' 54"	5
14/Montoro/3	Montoro	Córdoba	005° 06' 35"	37° 51' 04"	5
14/Montoro/4	Montoro	Córdoba	005° 05' 41"	37° 51' 29"	1

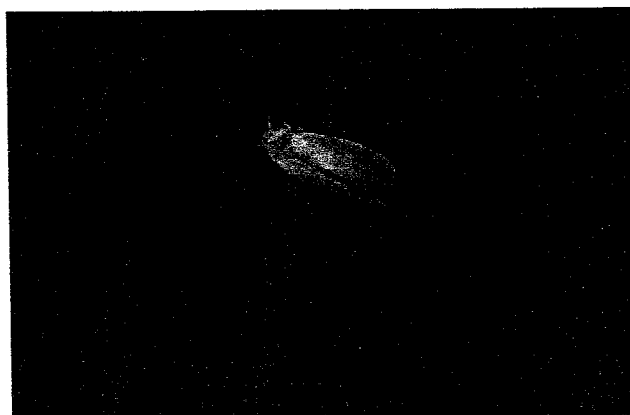


Figura 122.- Imago de mosca blanca.

VIII.3.1.4. MOSQUITO VERDE

En el caso de las poblaciones ubicadas en Sierra Morena, en las provincias de Córdoba, Sevilla y Jaén, se llegó a identificar la especie *Jacobyasca lybica* (Bergenin & Zanon) (Hemiptera, Cicadellidae), aunque con bajos niveles de infestación. En agosto de 2004 se han visto también síntomas de mosquito verde en varias poblaciones del Parque Nacional de Doñana.

Ha de tenerse en cuenta que esta especie suele causar serios problemas en los viñedos de la Tierra de Barros (Badajoz) (ARIAS, 1992; OCETE et al., 1999) y en varias D.O. andaluzas, según los informes recabados por las distintas ATRIAS (Tabla 8) (Figura 123).

Tabla 8.- Poblaciones con presencia de *Jacobyasca lybica* y niveles de infestación.

Población	Municipio	Provincia	COORDENADAS		Nivel de infestación
14/Montoro/2	Montoro	Córdoba	004° 16' 21"	38° 07' 54"	3
14/Montoro/3	Montoro	Córdoba	005° 06' 35"	37° 51' 04"	3
14/Montoro/4	Montoro	Córdoba	005° 05' 41"	37° 51' 29"	1
21/Almonte/2	Almonte	Huelva	006° 30' 06"	37° 04' 14"	1
21/Almonte/5	Almonte	Huelva	005° 30' 08"	37° 52' 05"	1
41/Cazalla/1	Cazalla de la Sierra	Sevilla	005° 42' 17" W	37° 55' 55" N	1
23/Santa	Santa Elena	Jaén	003° 30' 15"	38° 23' 50"	1



Figura 123.- Síntomas de ataque del mosquito verde sobre vid silvestre.

VIII.3.1.5. OTRAS PLAGAS DE INSECTOS

VIII.3.1.5.1. Áfidos.

Sobre algunos ejemplares de las poblaciones situadas en el entorno del Parque Nacional de Doñana (Cádiz y Huelva) y Sierra Morena (Sevilla), se han detectado, a final de primavera y comienzos de verano, leves infestaciones de *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera, Aphididae) sobre las hojas nuevas de los ápices de los pámpanos. Es un pulgón que suele causar estragos en cítricos y algodón, por daño directo y por los virus que transmite, más de cincuenta, pero no se han descrito hasta la fecha graves daños en vid (LLORENS, 1990).

En poblaciones de vid silvestre del País Vasco, concretamente en el río Ega, se han detectado pequeñas colonias de *Aphis fabae* Scopoli (Hemiptera, Aphididae). Este pulgón constituye una importante plaga de la remolacha azucarera y al igual que en el caso anterior, y al igual que el

anterior, es vector de una treintena de virus de plantas, incluyendo algunos persistentes (HERMOSO DE MENDOZA et al, 1986).

En el caso de la vid silvestre, hasta el momento, la presencia de la cochinilla, *Planococcus citri* Risso sólo se ha detectado en el Parque Natural Sierra de Grazalema (Cádiz), concretamente en 4 cepas de vid silvestre, de las 20 accesibles, dentro de la población del bosque en galería del Arroyo del Chorreadero, en el término municipal de Zahara de la Sierra. El tamaño de estas agrupaciones, situadas siempre antes de la división del tronco principal, es bastante reducido en comparación con el de la media de las colonias en diapausa de las variedades de cultivo andaluzas. No obstante, debe tenerse en cuenta que, en éstas últimas, parte de los insectos albergados se encuentran muertos, debido a los tratamientos de invierno.

Otro hecho a resaltar es que las colonias de *P. citri* de las parras silvestres no se sitúan nunca en zonas muy bajas del tronco, como en el caso de las vides cultivadas, ya que esa región tiene durante otoño e invierno un elevado grado de humedad, e incluso es cubierta por el agua. Además, no se han detectado ataques sobre los pámpanos de las vides silvestres indicadas, por lo que cabe la posibilidad de que los troncos de las parras, recubiertos de corteza, sean aprovechados por el insecto sólo como hibernáculos (OCETE et al., 2000).

VIII.3.1.5.2. Tisanópteros.

En la población del embalse de La Minilla han aparecido grandes contingentes de *Aeolothrips collaris* Priesner (Terebrantia, Aelothripidae), denominado vulgarmente *trips bandeado*. Esta especie de trips está ampliamente distribuida por toda el área mediterránea, siendo una de las

especies de trips que más hospedantes coloniza (LACASA y LLORENTS, 1996).

En las poblaciones de vid silvestre del norte de la Península, la única especie encontrada hasta el momento es *Thrips angusticeps* Uzel (Thripidae, Thripinae). Los daños que causan los trips se limitan a pequeñas deformaciones en hojas tiernas. Los principales núcleos de población de estas especies polífagas aparecen sobre muchas especies que sirven de tutores a la vid silvestre, sobre todo en época de floración.

La especie más importante de trips que puede afectar a la vid cultivada es *Frankliniella occidentalis* Pergande (Terebrantia, Thripidae). Los daños con mayor repercusión comercial los realiza sobre variedades de uva de mesa (BOURNIER, J.P., 1990). Sin embargo, no se ha encontrado hasta la fecha en vid silvestre.

VIII.3.1.5.3. Lepidópteros.

Las trampas de feromona sexual capturaron algún macho de *Lobesia botrana* (Denis y Schiffermüller) (Lepidoptera, Tortricidae) durante la primera quincena del mes de Agosto en la población de La Minilla. Esta



plaga se encuentra presente en la práctica totalidad de los viñedos españoles (DEL TÍO, 1996) y es el principal blanco de los tratamientos insecticidas (Figura 124).

Figura 124.- Racimo de vid cultivada atacado por larvas de polilla del racimo.

VIII.3.1.5.4. Ortópteros.

Muy ocasionalmente, se han encontrado fases preimaginales y adultos de algunas especies de ortópteros ensíferos alimentándose sobre las hojas, como es el caso de la especie *Ehipiger ehipiger* Fiebig (Orthoptera, Tettigoniidae) en la inmensa población del embalse de La Minilla (41/Guillena/1) (Figura 125). Este insecto es muy común en las poblaciones de vid silvestre del País Vasco.

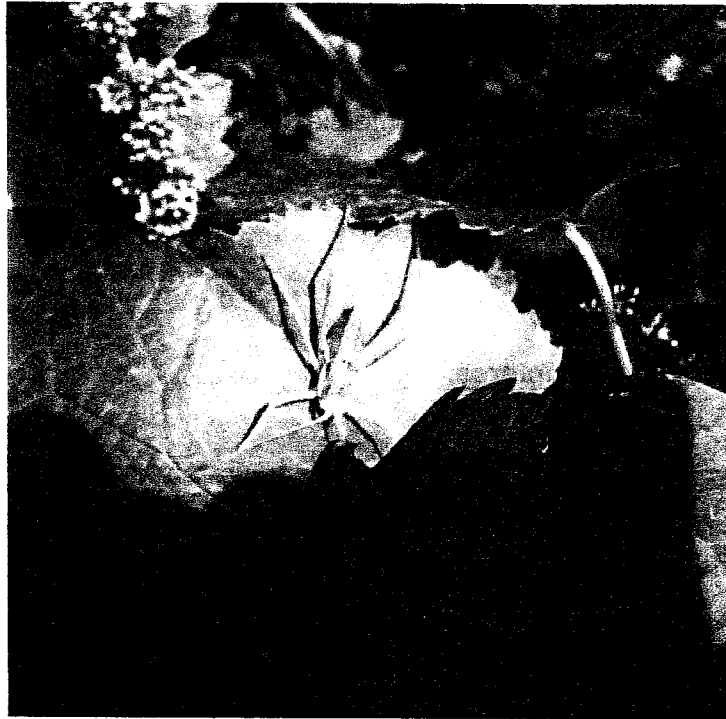


Figura 125.- Tetigónidos en vid silvestre.

VIII.3.1.5.5. Isópteros

Un hecho a destacar es que no se han encontrado infestaciones causadas por la termita *Kaloterms flavicollis* (Fabricius) (Isoptera, Kalotermitidae), que constituye una importante plaga en los viñedos de Montilla-Moriles, Marco del Jerez, Condado de Huelva y Tierra de Barros. Dicho isóptero causa daños a algunos tutores de la vid silvestre, principalmente a troncos de adelfa. Las experiencias llevadas a cabo en termiteros artificiales pusieron de manifiesto que el desarrollo de los nidos es muy inferior cuando se emplea serrín de vid silvestre que cuando se emplea el procedente de viníferas (LÓPEZ, 1997).

VIII.3.2. ÁCAROS

VIII.3.2.1. ERINOSIS

El ácaro de la erinosis, *Colomerus vitis* (Pagenstecher) (Acari, Eriophyidae), constituye casi una constante en las poblaciones andaluzas de vid silvestre. Sin embargo, el grado de ataque no suele sobrepasar el nivel 3, según los descriptores de la vid (IPGRI, UPOV y OIV, 1997).

En todas las zonas examinadas, únicamente se han encontrado síntomas producidos por la raza de las falsas agallas. Son notables los diversos grados de susceptibilidad que muestran las diferentes parras de una misma población. De hecho, mientras que algunas carecen por completo de síntomas, otras, que se encuentran en contacto con las anteriores, presentan un elevado número de hojas afectadas; incluso, se han llegado a encontrar tricomas tapizando parte del haz de las mismas.

En la Tabla 9 aparecen las poblaciones estudiadas con indicación de la evaluación global del nivel de daños correspondiente. Como se desprende de la Figura 126, el 81% de las poblaciones estudiadas tienen síntomas de erinosis. Los niveles de daño más frecuentes son 1 y 3, es decir, "ataque muy leve" y "leve", respectivamente. Por tanto, cabe resaltar que aunque la plaga está muy extendida por todas las poblaciones muestreadas, el nivel de ataque suele ser bajo (Figura 127).

Tabla 9.- Niveles de infestación del ácaro de la erinosis en las poblaciones prospectadas.

Población	Municipio	Provincia	COORDENADAS		Nivel de infestación
1	Alcalá de los	Cádiz	005° 38' 46"	36° 21' 52"	7
2	Alcalá de los	Cádiz	005° 38' 31"	36° 22' 04"	3
3	Alcalá de los	Cádiz	005° 42' 05"	36° 25' 44"	0
4X	Alcalá de los	Cádiz	005° 35' 38"	36° 24' 13"	5
5	Alcalá de los	Cádiz	005° 35' 33"	36° 24' 44"	1
6	Alcalá de los	Cádiz	005° 37' 28"	36° 20' 45"	0
7	Arcos de la	Cádiz	005° 33' 35"	36° 43' 10"	7
8	Bosque (El)	Cádiz	005° 30' 13"	36° 44' 38"	0
9X	Bosque (El)	Cádiz	005° 29' 47"	36° 46' 11"	1
10	Grazalema	Cádiz	005° 33' 15"	36° 33' 42"	0
11	Jerez de la	Cádiz	005° 35' 28"	36° 33' 27"	1
12	Jerez de la	Cádiz	005° 32' 35"	36° 12' 33"	1
13	Barrios (Los)	Cádiz	005° 34' 02"	36° 11' 22"	0
14	Barrios (Los)	Cádiz	005° 32' 51"	36° 45' 48"	0
15	Prado del Rey	Cádiz	005° 28' 24"	36° 39' 09"	1
16	Sanlúcar de	Cádiz	005° 27' 05"	36° 39' 28"	3
17X	Ubrique	Cádiz	005° 26' 30"	36° 38' 38"	5
18	Ubrique	Cádiz	005° 26' 48"	36° 38' 15"	1
19	Ubrique	Cádiz	005° 34' 25"	36° 52' 45"	1
20	Ubrique	Cádiz	005° 29' 55"	36° 49' 23"	1
21	Villamartín	Cádiz	004° 31' 34"	38° 04' 35"	0
22	Zahara de la Sierra	Cádiz	004° 39' 26"	37° 56' 48"	0
23	Adamuz	Córdoba	004° 39' 22"	37° 56' 26"	0

24	Córdoba	Córdoba	004° 38' 15"	37° 56' 40"	1
25	Córdoba	Córdoba	005° 12' 31"	37° 46' 24"	1
26	Córdoba	Córdoba	004° 17' 25"	38° 03' 26"	1
27	Hornachuelos	Córdoba	004° 17' 03"	38° 03' 92"	3
28X	Montoro	Córdoba	004° 18' 36"	38° 06' 43"	1
29	Montoro	Córdoba	004° 16' 21"	38° 07' 54"	1
30X	Montoro	Córdoba	005° 06' 35"	37° 51' 04"	3
31	Montoro	Córdoba	005° 05' 41"	37° 51' 29"	3
32	Posadas	Córdoba	005° 06' 59"	37° 53' 26"	1
33	Posadas	Córdoba	005° 09' 58"	37° 52' 10"	5
34	Posadas	Córdoba	005° 07' 17"	37° 49' 29"	5
35	Posadas	Córdoba	005° 10' 45"	37° 47' 11"	5
36	Posadas	Córdoba	005° 10' 52"	37° 47' 03"	3
37	Posadas	Córdoba	005° 10' 43"	37° 47' 24"	3
38	Posadas	Córdoba	004° 21' 17"	37° 22' 53"	1
39	Posadas	Córdoba	004° 59' 42"	38° 06' 17"	1
40	Rute	Córdoba	005° 07' 17"	38° 02' 40"	3
41	Villaviciosa	Córdoba	005° 07' 03"	38° 03' 39"	3
42	Villaviciosa	Córdoba	005° 02' 04"	38° 02' 03"	3
43	Villaviciosa	Córdoba	005° 04' 06"	38° 00' 27"	3
44	Villaviciosa	Córdoba	006° 23' 26"	36° 51' 38"	3
45	Villaviciosa	Córdoba	006° 23' 17"	36° 51' 51"	1
46	Almonte	Huelva	006° 23' 17"	36° 52' 29"	1
47	Almonte	Huelva	006° 30' 06"	37° 04' 14"	0
48	Almonte	Huelva	006° 32' 46"	37° 08' 32"	0
49X	Almonte	Huelva	006° 47' 15"	38° 01' 46"	3
50	Almonte	Huelva	005° 30' 08"	37° 52' 05"	1
51	C. de san	Huelva	006° 57' 41"	38° 07' 57"	3
52	Guarromán	Jaén	003° 50' 08"	38° 05' 21"	3
53	Guarromán	Jaén	003° 50' 37"	38° 04' 58"	3
54	Santa Elena	Jaén	003° 30' 15"	38° 23' 50"	3
55	Antequera	Málaga	004° 26' 47"	36° 55' 43"	3
56X	Cazalla de la Sierra	Sevilla	005° 42' 17"	37° 55' 55"	0
57X	Guillena	Sevilla	006° 09' 25"	37° 39' 34"	3

Las poblaciones marcadas con un asterisco han sido elegidas para observar los nidos de invierno de *C. vitis*.

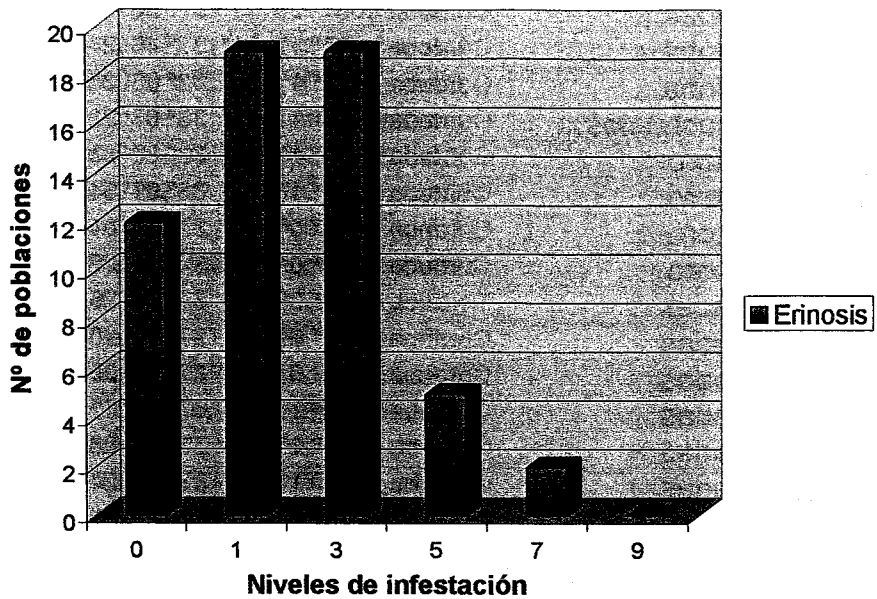


Figura 126.- Frecuencia de los niveles de infestación en las poblaciones estudiadas.



Figura 127.- Hojas de vid silvestre con síntomas de erinosis en el haz.

Los primeros erineos aparecieron en la segunda quincena de marzo, coincidiendo con la salida de las hojas (estado fenológico D). Como puede apreciarse en la Figura 128, el aumento del número de erineos es similar en todas las hojas excepto en aquellas en las que la acción fitófaga se detuvo. Estas hojas (hojas 1, 3 y 6) estaban situadas en zonas que recibían una insolación directa y no pasaron de erineos en el mejor de los casos (hoja 6). Las hojas donde la plaga se desarrolló con normalidad pertenecían a

zonas más húmedas sin insolación directa y llegaron a valores de 20 erineos/hoja (hoja 7). Esta afirmación puede ser cotejada con aquellas realizadas por RAVAZ (1888); ENGLERT y HOLZ (1984) y CASTILLO (1986), según las cuales el desarrollo del eriódido se ve favorecido en zonas umbrías y húmedas, lo que puede explicar su abundancia en las distintas poblaciones europeas, tanto aluviales como coluviales, de vid silvestre que fueron estudiadas por OCETE *et al.* (2000).

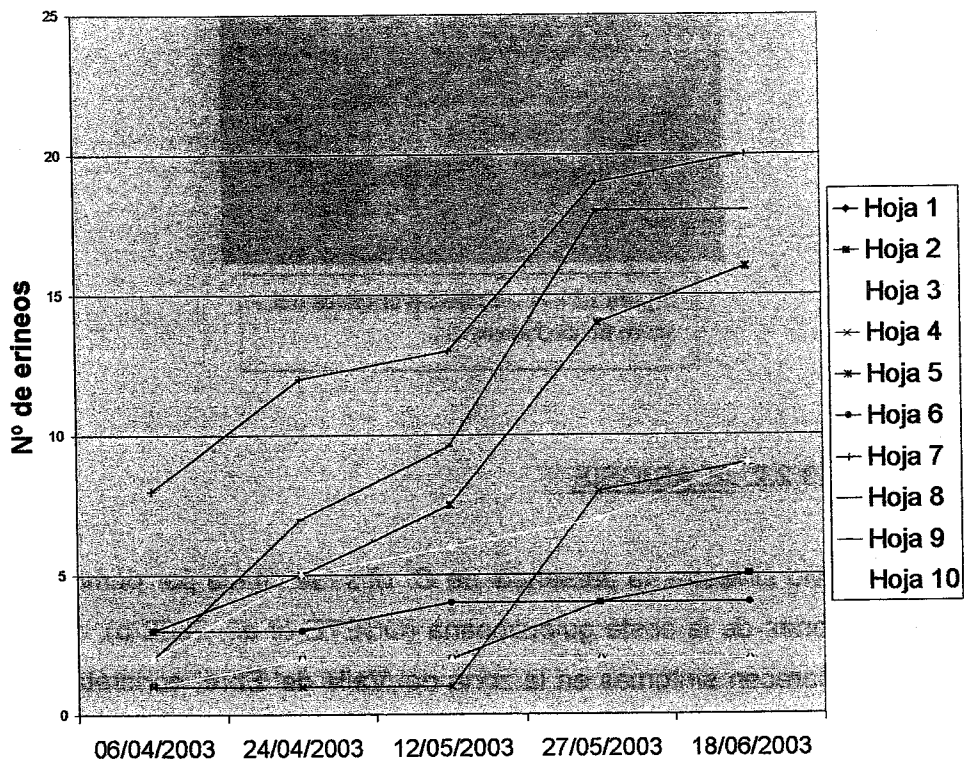


Figura 128.- Evolución del número de erineos durante el seguimiento. Con el fin de encontrar los nidos de invierno de *C. vitis* se observaron yemas de vid silvestre antes de comenzar el desborre (estado fenológico A).

Dentro de las poblaciones elegidas para observar los nidos de invierno de *C. vitis* (que aparecen señaladas con una X en la Tabla 9), en

cuatro de ellas, correspondientes al Parque Natural de Los Alcornocales, Parque Natural Sierra de Grazalema y una perteneciente al Parque Nacional de Doñana, aparecieron adultos en período de hibernación y algunas puestas (Figura 129). En las cuatro restantes, procedentes de Sierra Morena (Sevilla y Córdoba), no se encontraron adultos ni estadios preimaginales.

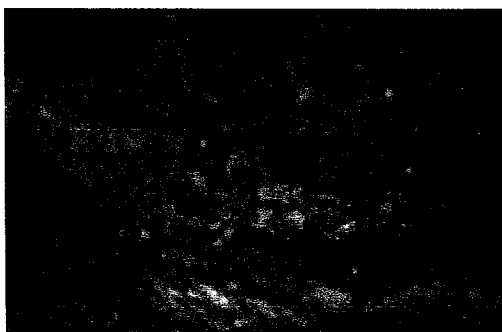


Figura 129.- Colonias invernantes del ácaro de la erinosis.

VIII.3.2.2. ACARIOSIS

En vid silvestre, la presencia de *C. vitis* fue citada por primera vez en poblaciones de la costa guipuzcoana (OCETE *et al.*, 2002 b), aunque también aparecen síntomas en la zona del Valle del Ebro, concretamente en el desfiladero de Sobrón (Álava). En Andalucía, han aparecido síntomas leves de ataque en 5 poblaciones, cuatro de ellas de la zona de la Sierra de Cazorla (Jaén) y una perteneciente a el Parque Natural de Los Alcornocales (Cádiz) (Tabla 10) (Figura 130).

Tabla 10.- Poblaciones con presencia de *Calepitrimerus vitis* y nivel de infestación

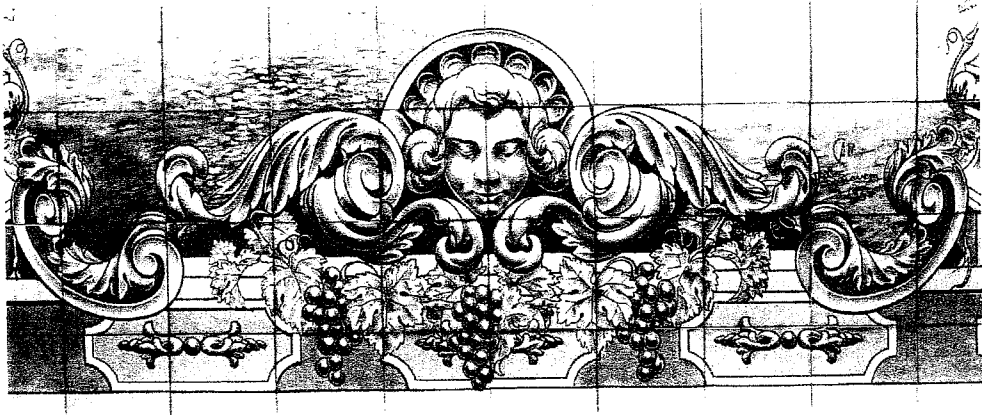
Población	Municipio	Provincia	COORDENADAS		Nivel de infestación
11/Alcalá de los Gazules/5	Alcalá de los Gazules	Cádiz	005° 35' 33" W	36° 24' 44" N	3
23/La Iruela/1	La Iruela	Jaén	008°50'02"	37°59'39"	1
23/La Iruela/2	La Iruela	Jaén	008°55'04"	37°57'22"	1
23/Santiago-Pontones/1	Santiago-Pontones	Jaén	008°52'25" W	38°00'37" N	1
23/Santo	Santo Tomé	Jaén	008°51'44"	38°00'53"	1



Figura 130.- Síntomas de acariosis en vid silvestre.

VIII.3.2.3. ARAÑA AMARILLA

En las poblaciones de vid silvestre encontradas, sólo ha aparecido una especie de ácaro fitófago no eriófido, *Tetranychus urticae* Koch (Acari, Tetranychidae). Se han detectado en el borde externo de los bosques de ribera, donde hay un menor grado de humedad y mayor insolación (OCETE y PÉREZ, 1995).



IX.- ENEMIGOS NATURALES

IX.- ENEMIGOS NATURALES

La hembra de Perilitus brevicollis deposita sus huevos en las larvas de "altica"; para ello, se acerca rápidamente a una de éstas, la palpa con sus antenas y, recurvando su abdomen por debajo del tórax, trata de alcanzarla con su taladro.

(RUIZ CASTRO, 1947)

IX.1. INTRODUCCIÓN

La "sustitución de insumos agroquímicos por otras alternativas de baja energía y de carácter biológico" es una de las fases del proceso de conversión de la agricultura convencional a la agricultura sostenible (ALTIERI, 1994).

En este sentido va encaminado el control biológico de las plagas de cultivos agrícolas. A diferencia del control biológico clásico, que generalmente se dirige al control de individuos de una sola especie, la conservación de las especies de biorreguladores naturales, en este caso los enemigos naturales, es una estrategia más bien preventiva, que promueve la regulación del conjunto de poblaciones fitófagas o fitopatógenas presentes en el agroecosistema. Justamente esta es la estrategia que más posibilidades tiene en el manejo de plagas en la agricultura sostenible. Se trata de establecer condiciones que propicien la actividad reguladora de los enemigos naturales, que faciliten el establecimiento de los organismos introducidos y de los liberados inoculativa o inundativamente. Hoy en día están muy en boga las biofactorías que producen enemigos naturales usados contra algunas plagas, como es el caso de la mosca blanca en cultivos bajo plástico. La cría masiva permite la suelta racional de cantidades considerables de este

tipo de insectos (VAN DRIESCHE & BELLOWS, 1996; VARGAS y UBILLO, 2001; PEDERSEN & MILLS, 2004).

Aunque no se tiene una estima fiable sobre el número total de insectos entomófagos, se sabe con seguridad que es un número mayor que el número de insectos que hoy en día causan plagas.

Un insecto se puede convertir en plaga cuando o no existen enemigos naturales o su potencial reproductivo es menor que la de la especie de la que se alimentan. También puede ocurrir que los enemigos naturales no tengan la capacidad, dada su biología, de ser capaces de controlar totalmente a una plaga determinada (ROBERTSON & PREISLER, 1992).

Los enemigos naturales se dividen en dos grupos importantes, insectos parasitoides e insectos depredadores. En el primer grupo se encuentran muchas especies de himenópteros y dípteros, mientras que en el segundo grupo tenemos tanto coleópteros como neurópteros, aunque el mayor número de enemigos naturales pertenece a los ácaros (DEBACH, 1974). Hay muchas diferencias entre ambos grupos pero la más importante es que las larvas de los depredadores buscan activamente sus presas, mientras que en el caso de los parásitos es el adulto el que busca al hospedador mientras que la larva se limita a alimentarse de él. Otra diferencia es que mientras que las presas de los depredadores suelen ser menores en tamaño que éstos, en el caso de los parasitoides suelen ser mayores.

En el caso de algunos de estos insectos, el adulto pone un huevo en la larva de la plaga. Cuando el huevo eclosiona, la larva del parásito se alimenta de su hospedador hasta que le provoca la muerte. Es entonces cuando pasa al estado de ninfa y luego se convierte en adulto que vuelve

a buscar un hospedador para iniciar el ciclo. En este caso el insecto se denomina parasitoide.

Generalmente los parasitoides son muy específicos, incluso monófagos, mientras que los depredadores son polífagos (GARCÍA MARÍ *et al.*, 1994).

IX.2. MATERIAL Y MÉTODOS

La prospección de enemigos naturales se llevó a cabo en todas las poblaciones estudiadas. Muchos de estos artrópodos auxiliares se capturaron en el acto, algunos con trampas específicas, y la determinación de los ácaros depredadores se llevó a cabo en el laboratorio (Figura 131).



Figura 131.- Instalación de trampas cromotrópicas.

Para la captura de ácaros depredadores, se recogieron hojas de determinadas poblaciones del Norte de Andalucía y de otras del Sur, durante los meses de abril a octubre (Tabla 11). En cada muestra se tomaron aproximadamente unas 25 hojas sin peciolo, de parras con síntomas de erinosis. Puesto que la distribución de las poblaciones no es uniforme, se cogieron de su parte media, ya que en esta zona se encuentran las densidades más altas de ácaros depredadores (BAILLOD y VENTURI, 1980; CASTAGNOLI y LIGUORI, 1985).

Tabla 11.- Poblaciones elegidas para el muestreo de ácaros depredadores.

Población	Provincia
11/Arcos de la Frontera/1	Cádiz
11/Benaocaz/1	Cádiz
11/Grazalema/1	Cádiz
11/Ubrique/1	Cádiz
11/Vejer de la Frontera/1	Cádiz
11/Zahara de la Sierra/1	Cádiz
14/Villaviciosa/3	Córdoba
21/Almonte/3	Huelva
23/Santiago-Pontones/1	Jaén
29/El Burgo/1	Málaga
41/Guillena/1	Sevilla

De cada población se tomaron 25 hojas con nidos del ácaro de la erinosis y se trasladaron al laboratorio donde se aplicaron dos métodos para la captura de estos ácaros depredadores: la extracción directa con ayuda de una lupa binocular, habiendo introducido previamente las hojas de vid a 4°C durante 20 minutos, con idea de ralentizar el movimiento de estos ácaros, y el método del embudo de Berlese-Tullgren, que permite el análisis de un elevado número de muestras y presenta una eficacia muy elevada.

El funcionamiento de este embudo consiste en el establecimiento de un gradiente de luz, temperatura y humedad, con la ayuda de una bombilla de 25 W en la parte superior, que provoca el desecamiento de las hojas y obliga a los ácaros a escapar hacia la parte baja, hasta que caen en el embudo.

Los individuos capturados se conservaron en recipientes con etanol de 70° y glicerina, en proporción 9:1. Para su posterior determinación con claves taxonómicas específicas, fueron montados en medio Heinze-PVA. Los individuos fueron determinados por el Doctor D. Francisco Ferragut Pérez, de la Universidad Politécnica de Valencia, mediante un microscopio de contraste de interferencias. Para la nomenclatura genérica de algunos ácaros depredadores se han seguido los criterios propuestos por CHANT y McMURTRY (1994) y MORAES *et al.* (1986).

IX.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

IX.3.1. NEURÓPTEROS



Figura 132.- Puesta pedicelada de crisopa.

Es muy destacable la presencia frecuente de puestas típicas de *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera, Chrysopidae) en todas las poblaciones estudiadas (Figura 132). Este

neuróptero, muy abundante en los encinares ibéricos (MARÍN y MONSERRAT, 1987), constituye una especie ubiquista, polivoltina y muy generalista dentro de diversos agroecosistemas (OCETE, 1987). Es muy importante su papel en el control biológico de ácaros y pulgones, tanto en estado larvario como en estado adulto, hasta el extremo de que ya existen laboratorios de cría de crisópidos, en los que se obtienen cartulinas con un número de huevos más o menos uniforme para el control de plagas en diferentes cultivos. Estos insectos pueden llegar a devorar de 15 a 35 pulgones por día durante las 2-3 semanas que pasan en estado larvario (TREMBLAY, 1985). Las larvas, de tipo campodeiforme, suelen desplazarse largas distancias, caracterizándose por prospectar amplias zonas de las plantas, sin eliminar totalmente una colonia de presa.

Suelen atacar, además, a pulgones, cicadélidos, moscas blancas, y ácaros. El adulto suele alimentarse de melaza y polen.

Algunas especies de crisopa, como *Chrysoperla carnea* pueden inducir resistencia a los plaguicidas. Dicha especie, por tanto, es la más utilizada en lucha biológica, junto con algunos ácaros como *Phytoseiulus persimilis* (OLKOWSKI *et al.*, 1991; FLINT & DREISTADT, 2004).

IX.3.2. COLEÓPTEROS

Se han encontrado diversas especies de coleópteros depredadores, como es el caso *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera, coccinellidae). Es un insecto muy abundante en gran cantidad de plantas, especialmente herbáceas o situadas a una altura superior al metro o metro y medio del suelo (RIPOLLÉS, 1990). Por tanto, se suele encontrar en vides silvestres de porte bajo.

Con menor frecuencia han aparecido algunos adultos de la ~~también~~ ^{Otra} especie depredadora y ampliamente distribuida por prados mediterráneos *Adalia decempunctata* (L.), y otras menos frecuentes como *Oenopia doublieri* (Mulsant) (CARDOSO y GOMEZ, 1986; DOWN *et al*, 2000) (Figuras 133 y 134).

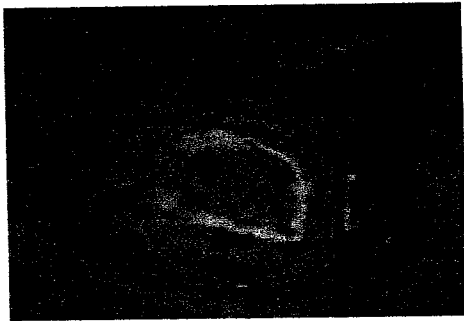


Figura 133.- *Adalia decempunctata* (L.)



Figura 134.- *Oenopia doublieri* (Mulsant).

IX.3.3. ÁCAROS

En los cultivos el aumento de las poblaciones de ácaros fitófagos desde hace una treintena de años, ha originado a su vez, un espectacular incremento de los trabajos relacionados con la fauna auxiliar y en especial con los ácaros predadores (PÉREZ MORENO, 1997). El peligro del uso indiscriminado de tratamientos químicos que eliminan este potencial antagonista, permitiendo que los ácaros fitófagos desarrollen su elevada capacidad de multiplicación así como la aparición de determinadas resistencias (GAY-BELLILE, 1977; BESSON, 1982).

IX.3.3.1. ÁCAROS FITOSEIDOS

El principal grupo de ácaros predadores que viven sobre la vid, tanto silvestre como cultivada, corresponden a la familia *Phytoseiidae*. De todos es sabido, que éstos ácaros juegan un papel regulador fundamental (CHANT, 1985). En la actualidad hay descritas unas 1600 especies de fitoseidos (CHANT y YOSHIDA-SHAUL, 1989).

La característica más destacable, cuando se les observa sobre las hojas, es su extraordinaria rapidez. En su desplazamiento emplean seis de sus ocho patas, mientras que el primer par, de mayor longitud, va palpando y tanteando el terreno, supliendo de esta forma la falta de antenas u otros órganos sensoriales (WEBER, 1991).

La primera vez que se comprobó que algunas especies de fitoseidos eran capaces de consumir adultos de ácaros eriófidos fue en la década de los 50 (HERBERT, 1959).

En algunos viñedos californianos las poblaciones de acariosis son reducidas por la acción de *Neoseiulus californicus* (Mc Gregor), depredador principalmente de tetraníquidos, tenuipálpidos y también de eriófidos. La acción de este depredador evita la totalidad de tratamientos químicos. El ácaro se suele detectar con claridad desde diciembre en adelante y es más evidente en aquellos viñedos que poseen mayor diversidad de especies vegetales, especialmente aquellas con abundante polen. En efecto, *N. californicus* puede incluso sobrevivir en lugares en que no hay presa, alimentándose de este sustrato (UNIVERSITY OF CALIFORNIA, 1982).

En España, el conocimiento de esta familia de ácaros sobre viña es del todo parcial, existiendo unos pocos estudios que han puesto en evidencia las principales especies. El primer trabajo realizado en nuestro país fue llevado a cabo por GARCÍA-MARÍ *et al.*, (1987) sobre viñedos valencianos.



Figura 135.- Puesta de ácaros fitoseidos.

En Andalucía, se disponen de datos de fitoseidos encontrados en los viñedos del "Marco del Jerez". La especie más abundante es *Typhlodromus phialatus* Athias-Henriot, sobre todo en zonas con implantación del sistema de confusión sexual para el control de *Lobesia botrana* Denis & Schiffermüller (Lepidoptera, Tortricidae), dada la reducción de tratamientos químicos (CASTILLO et al., 1990; ARIAS y NIETO, 1991; VILLARONGA et al., 1991). También se han encontrado algunas especies secundarias como *Anthoseius rhenanus* (Oudemans), *Euseius finlandicus* (Oudemans) y *Thyphlodromus pyri* Athias-Henriot.

et al.
cursiva



En vid silvestre, el número de ejemplares y la diversidad específica de los mismos suelen ser mayores que en vid cultivada, debido a la ausencia de tratamientos químicos. En la tabla 12 aparecen las especies

de fitoseidos encontradas en las poblaciones señaladas. En lo que se refiere a los fitoseidos del género *Thyplodromus*, cabe destacar la constancia en la presencia de *T. phialatus* Athias-Henriot en otros cultivos atacados por eriófidos, además de la vid, como en avellano, donde está *Phytoptus avellanae* (Nalepa), o el limonero, infestado por *Aceria sheldoni* (Ewing).

Cabe destacar la presencia, también, de *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (Figura 135 y 136), el fitoseido más conocido y más empleado en el control de tetraníquidos, que constituyen sus presas exclusivas, en numerosos cultivos. Actualmente hay muchos trabajos sobre especies de fitoseidos hallados en especies de vides americanas. La única especie que aparece en éstas y en la vid silvestre es *P. persimilis* (KARBAN *et al.*, 1995). Su éxito en el control de la araña roja de la vid, *Panonychus ulmi* (Koch) en determinados países europeos ha permitido en muchos casos su producción en masa y comercialización (TOLEDO y ALBUJER, 1985). Pero este fitoseido tiene el problema de que sus huevos son muy sensibles a la desecación, y una hoja con la humedad relativa por debajo del 70% aumenta drásticamente su mortalidad (STENSETH, 1979; SABELIS, 1981).

Es destacable la presencia en vid silvestre de especies nuevas de ácaros fitoseidos que no han sido halladas antes en vid cultivada, como es el caso de *Neoseiulella litoralis* (Swirski y Amitai), *Typhloseiella isotricha* (Athias-Henriot) y *Typhlodromus rhenanoides* Athias-Henriot, éste último referido ya en 1996 por OCETE y SKUHRAVÁ.

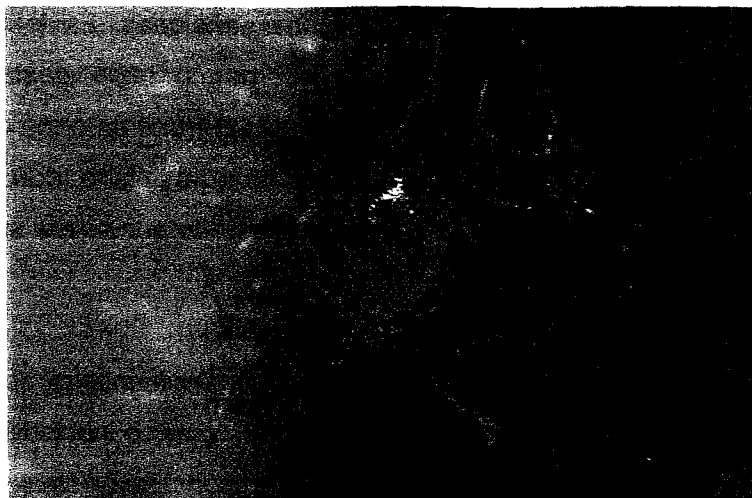


Figura 136.- Fitoseido (Foto Dr. Ferragut).

Como se puede observar en la tabla 12, la especie *Typhlodromus phialatus* Athias-Henriot es la predominante en el norte de las provincias de Córdoba y Sevilla. En la Sierra de Grazalema y alrededores, la especie predominante es *Typhlodromus rhenanoides* Athias-Henriot, y en el otro extremo de Andalucía, concretamente en el Río Borosa, perteneciente a la Sierra de Cazorla la especie predominante es *Typhlodromus athenas Swirskii* y Ragusa.

Tabla 12.- Especies de ácaros fitoseidos encontrados en las poblaciones de vid silvestre andaluzas.

Poblaciones	Enemigos naturales	
	Familia	Especie
14/Villaviciosa/1	Fitoseidos	<i>Typhlodromus phialatus</i> Athias-Henriot

	Fitoseidos	<i>Phytoseiulus persimilis</i> Athias-Henriot
41/Guillena/1	Fitoseidos	<i>Typhlodromus phialatus</i> Athias-Henriot
	Fitoseidos	<i>Neoseiulella litoralis</i> (Swirski y Amitai)
	Fitoseidos	<i>Phytoseiulus persimilis</i> Athias-Henriot
	Fitoseidos	<i>Euseius stipulatus</i> (Athias-Henriot)
11/Arcos de la Frontera/1	Fitoseidos	<i>Kampimodromus</i> sp.
	Fitoseidos	<i>Typhloseiella isotricha</i> (Athias-Henriot)
11/Grazalema/1	Fitoseidos	<i>Typhlodromus rhenanoides</i> Athias-Henriot
11/Benaocaz/1	Fitoseidos	<i>Typhlodromus rhenanoides</i> Athias-Henriot
11/Zahara de la Sierra/1	Fitoseidos	<i>Typhlodromus rhenanoides</i> Athias-Henriot
23/Santiago-Pontones/1	Fitoseidos	<i>Typhlodromus athenas</i> Swirskii y Ragusa
29/El Burgo/1	Fitoseidos	<i>Typhlodromus rhenanoides</i> Athias-Henriot

IX.3.3.2. ÁCAROS TIDEIDOS

Las especies de este grupo se encuentran frecuentemente sobre plantas cultivadas. Generalmente tienen hábitos saprófagos, aunque algunos, como el encontrado en vid silvestre, *Orthotydeus caudatus* (Dugés), son depredadores de eriófidos y se ha descrito anteriormente en frutales. La especie *Tydeus caudatus* (Dúges) está citada en Italia como depredadora de *Calepitrimerus vitis*. Otra especie, *Pronematus ubiquitousus* (McGregor) se ha citado también alimentándose de eriófidos en California y algunos países mediterráneos (KARBAN *et al.*, 1995).

Tabla 13.- Especies de ácaros tideidos encontrados en las poblaciones de vid silvestre andaluzas.

Poblaciones	Enemigos naturales	
	Familia	Especie
11/Arcos de la Frontera/1	Tideidos	<i>Orthotydeus caudatus</i> (Dugés)
11/Ubrique/1	Tideidos	<i>Orthotydeus caudatus</i> (Dugés)
		<i>Pronematus ubiquitousus</i> (Mc Gregor)
11/Vejer de la Frontera/1	Tideidos	<i>Tydeus caudatus</i> (Dugés)

IX.3.3.3. ÁCAROS ORIBÁTIDOS

Aquí se incluyen numerosas especies, muy esclerotizadas, y de color oscuro y movimientos lentos. Su aspecto le asemeja a pequeños escarabajos, por lo que se les denomina *Beetle Mites*.

Los oribátidos, aunque son denominados *ácaros de suelo*, presentan algunas especies que pueden pasar parte de su ciclo vital en la parte aérea de algunas plantas, sin causar aparentemente daño. Se les suele encontrar agrupados bajo la corteza en períodos de humedad y bajas temperaturas.

En la población de vid silvestre de 21/Almonte² en el Parque Nacional de Doñana (Huelva), han aparecido agrupaciones bajo las bráctreas de las yemas en el mes de enero, alimentándose de puestas de *C. vitis*. ← 3

IX.3.4. DÍPTEROS

Respecto a enemigos naturales de *C. vitis* de este orden, su presencia se encuentra más restringida que en los casos anteriores citados. Los únicos componentes encontrados son larvas de *Artrhocnodax vitis* Rübssaamen (Diptera, Cecidomyiidae) (Figura 137), como fue referido por OCETE y SKUHRAVÁ (1996), en lo que es la segunda cita de este díptero predador de *C. vitis* en Europa y la primera vez que se cita en España. Ésta especie fue encontrada por vez primera en viñedos de Alemania en 1893 por D. von Schlechtendal (NIJVELDT, 1969). Como puede observarse en la Tabla 14, la aparición de *A. vitis* Rübssaamen, sólo

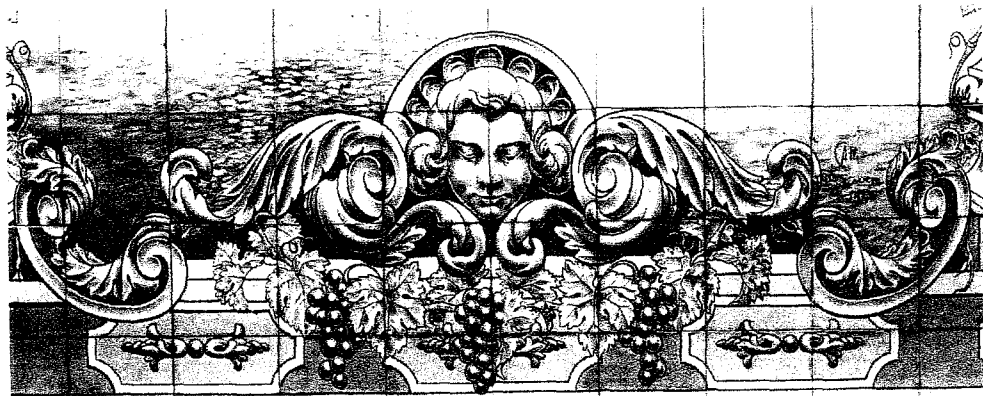
se dio en las mismas poblaciones donde encontramos el fitoseido *T. rhenanoides* Athias-Henriot.

Tabla 14.- Especies de dípteros cecidómidos encontrados en las poblaciones de vid silvestre andaluzas.

Poblaciones	Enemigos naturales	
	Familia	Especie
11/Grazalema/1	Cecidómidos	<i>Arthrocnodax vitis</i> Rübsaamen
11/Benaocaz/1	Cecidómidos	<i>Arthrocnodax vitis</i> Rübsaamen
11/Zahara de la Sierra/1	Cecidómidos	<i>Arthrocnodax vitis</i> Rübsaamen
29/El Burgo/1	Cecidómidos	<i>Arthrocnodax vitis</i> Rübsaamen



Figura 137.- *Arthrocnodax vitis*
Rübsaamen.



**X.- ENFERMEDADES DE LA VID
SILVESTRE EN ANDALUCÍA**

X.- ENFERMEDADES DE LA VID SILVESTRE EN ANDALUCÍA.

¡La piral ha sido cruel, el oídio casi lo ha dañado todo! ¿ No es esto un MANE TERCEL FARES en que la Naturaleza se enfrenta cara a cara con nosotros?

(DE LA BLACHERE, 1874)

X.1. INTRODUCCIÓN

En viñedos cultivados, las enfermedades pueden afectar a la producción, a la recolección, a la vinificación y al consumidor. Debilitan y producen la muerte de las vides y destruyen viñedos no sólo localmente sino también en grandes superficies vitícolas (HIDALGO, 1993).

Los agentes causantes de enfermedades pueden ser muchos: hongos, bacterias, virus y nematodos. En el caso de enfermedades víricas o bacterianas tipo micoplasmas, éstas vienen dadas por agentes portadores o vectores tipo insectos o nematodos.

Las enfermedades más importantes en la historia de la viticultura son las que junto con la filoxera llegaron de América a finales del siglo XIX, el oídio y el mildiu (POUGET, 1990).

X.1.1. Oídio

El agente causal de esta enfermedad es el hongo *Uncinula necator* Burrill, originario de América del Norte, pero ampliamente extendido en

toda Europa (GARDNERT *et al.*, 1974). Fue descubierto por Schweinitz en 1834 como parásito de agresividad moderada en diferentes especies silvestres del género *Vitis*. Cuando el hongo fue llevado a Europa debido al intercambio comercial y se diseminó en las viñas de *Vitis vinifera* quedó de manifiesto su importante impacto económico.

Esta enfermedad empezó a adquirir notoriedad en 1845 cuando fue descubierta en Inglaterra por Tucker en 1845 en vides bajo invernadero. El descubrimiento fue publicado por el botánico Berkeley en 1847, describiendo el hongo responsable como *Oidium tuckeri*. Dos años más tarde, causó verdaderos estragos en viñas francesas, con pérdidas de hasta el 80%, que produjeron un fruto que al vinificarlo dio un "vino sucio". A partir de ahí, se extendió fácilmente por todo el continente. Pero fue sólo en 1892 cuando el hongo *Oidium tuckeri* pudo ser identificado como la fase asexual del hongo americano *Uncinula necator*, al ser descubierto su estado sexuado en Europa por Couderc, 47 años después de su



Figura 138.- Racimo de vid cultivada con síntomas de oídio.

introducción. Hoy en día, puede encontrarse en la mayoría de las áreas vitícolas del mundo, incluso en los trópicos. Por fortuna se encontró con relativa rapidez un efectivo tratamiento para la enfermedad en los años siguientes a su aparición. En efecto, Duchartre, en 1848, recomendó como control la aplicación de azufre en polvo sobre el follaje de las vides, con tan buen resultado que su uso se extendió para los diferentes tipos de oídio, como el del olivo (HEWITT *et al.*, 1962;

LARGE, 1940) (Figura 138).

Este hongo se ve favorecido por un tiempo seco y temperaturas entre 15°C y 35°C. En España casi todos los años hace acto de presencia y cuando las condiciones climáticas son favorables para su desarrollo puede provocar la pérdida total de la cosecha. Según la región vitícola, recibe diferentes nombres: ceniza, cenicilla, polvillo, polvo, cenillera, cendrada, sendrosa, sendreta, malura vella, roya, blanqueta, etc. (PÉREZ DE OBANOS, 1992).

El hongo puede infectar a todos los tejidos verdes de la vid, pero prefiere los brotes, sarmientos y racimos. La susceptibilidad de estos órganos difiere de acuerdo a la variedad. Los síntomas y daños más destacados según PEARSON y GOHEEN (1996) son:

- En hojas. El micelio del oídio se desarrolla superficialmente, emitiendo abundantes conidióforos con conidios (estructuras reproductivas del hongo) en cadena que forman una masa de aspecto blanco polvoriento. Se observa tanto en el envés como en el haz, que puede llegar a cubrir la hoja por completo. Cuando los ataques son intensos, las hojas aparecen crispadas o abarquilladas y recubiertas de polvillo por el haz y el envés.
- En brotes y sarmientos. A lo largo de la temporada y previo a la lignificación de los brotes, el oídio aparece formando lesiones que lo circundan, o por un solo lado, de color blanquecino al inicio y luego café claro. El micelio se va extendiendo en la periferia de la lesión mientras gradualmente va muriendo en el centro. Una vez lignificados los sarmientos el micelio muere, dejando manchas de uno a varios centímetros de células destruidas, con un contorno irregular y una coloración final café oscura o rojiza.

- En racimos. Los frutos pueden ser infectados por el oídio desde su inicio hasta el comienzo de la madurez, provocando graves pérdidas de rendimiento que confieren a la enfermedad su reconocida importancia económica. Las bayas infectadas se agrietan por un desarrollo anormal de la pulpa, y frecuentemente son infectadas por el hongo *Botrytis cinerea* Pearson.

La conservación invernal tiene lugar bajo la forma de peritecas, arrastradas al suelo con las hojas, o de micelio en las yemas. En primavera la infección se puede producir a partir de las ascas liberadas por las peritecas o a partir del micelio de las yemas (BOUBALS, 1961).

X.1.2. Mildiu

El hongo responsable de esta enfermedad (*Plasmopara viticola* (Berkeley & Curtis) Berlese & de Toni, fue localizado por primera vez en el sudoeste de Francia, concretamente en la zona de Burdeos, hacia 1878. Cuatro años después, en 1882 ya se había extendido por toda Francia y empezaba a localizarse en otras partes de Europa.

El azufre, que era la sustancia fungicida más importante y conocida en la época, no dio resultados eficaces para el mildiu, que resultó ser una enfermedad altamente destructiva para las hojas y el fruto, aunque las pérdidas anuales eran muy variables.

Posteriormente, empezaron a tener resultados satisfactorios ciertos empleos de Cobre sobre esta enfermedad hasta que, por fin, en 1885, Millardet fue el primero en emplear sulfato de Cobre, cal y agua, mezcla conocida como "Caldo bordelés". Cabe reseñar la importancia de este evento en el control de enfermedades fúngicas para la viña, ya que

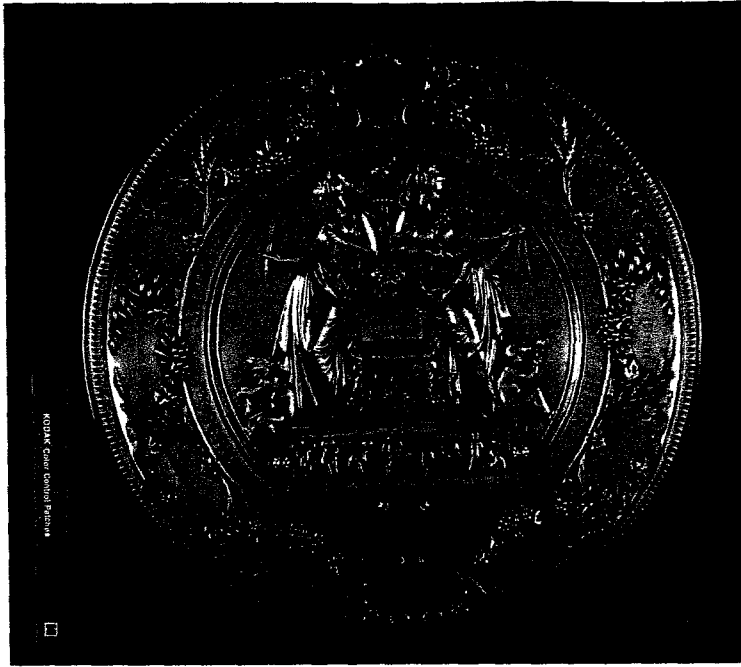


Figura 139.- Plato regalado a Millardet por la Sociedad de Agricultores de Francia, París (1887). Museo de la Cultura del vino- Dinastía Vivancos.

permaneció como el más importante fungicida del mundo durante 50 años (MILLARDET, P.M.A., 1885; PARRIS (G.K.), 1968) (Figura 139).

Actualmente, esta enfermedad es una de las mejores conocidas del mundo por los viticultores debido a los daños tan graves que puede llegar a producir si las condiciones meteorológicas son favorables, ya que puede atacar a todos los órganos verdes de la vid.

Generalmente se la conoce como "mildiu", "mildeo" o "mildeu", aunque también como "niebla" o "añublo" (PERÉZ MARÍN, J.L., 1992).

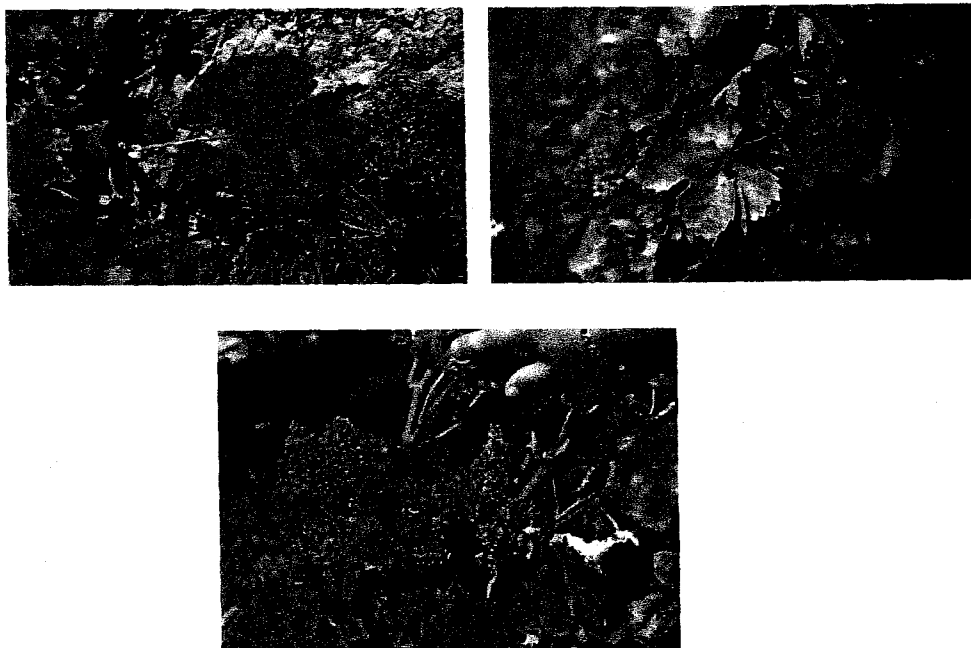
Son sensibles al mildiu todos los cultivares de *Vitis vinifera*. Aunque también nos encontramos con variedades de vid con relativa resistencia al

especies

hongo, como es el caso de *V. rupestris* y *V. rotundifolia*, debido a que estas especies de vid, que son americanas, han coevolucionado junto con el mildiu, también americano, generando cierta resistencia (LEROUX y CLERJEAU, 1985).

Los síntomas más característicos se presentan en las hojas donde las lesiones suelen presentar el aspecto de manchas amarillentas y aceitosas por el haz y de aspecto blanquecino por el envés. La infección de las hojas es muy importante ya que, una vez caídas, sirven como inóculo invernante del hongo.

En los ataques precoces al racimo éste toma una marcada curvatura en "S", pudiéndose recubrir o no de polvillo blanco; los granos o frutos recién cuajados se secan en todo o parte del racimo. En ataques más tardíos, los granos se vuelven parduscos y se producen depresiones en la superficie (LAFON y BULIT, 1981).



Figuras 140-142.- Síntomas de mildiu sobre vid cultivada.

Según LAFON (1983) para que se desarrolle la enfermedad, tienen que concurrir simultáneamente las siguientes condiciones: a) esporas ("semillas" del hongo) invernantes maduras (esto ocurre en la primavera), b) brotes de más de 10 cm.; c) temperaturas medias superiores a los 12° C; d) lluvia de cierta intensidad (de más de 10 l/m²) y que las hojas permanezcan mojadas al menos durante 10 horas (Figuras 140-142).

X.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Se prospectaron todas las poblaciones de vid silvestre encontradas hasta la fecha en Andalucía para observar la presencia y el nivel de infección de oídio y de mildiu. También se observó si pudiera existir algún tipo de daño debido a la botritis y/o a otras enfermedades patógenas.

X.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las enfermedades fúngicas, en nuestro caso el oídio, *Uncinula necator* y el mildiu, *Plasmopara viticola*, constituyen casi una constante en las poblaciones andaluzas de vid silvestre (Tabla 15) (Figura 143).

Como puede apreciarse en la tabla, 47 de las 83 poblaciones prospectadas estaban infestadas de oídio. Sin embargo, el grado de ataque no suele sobrepasar el nivel 3, según los descriptores de la vid (IPGRI, UPOV y OIV, 1997). En el caso del mildiu, el número de poblaciones infestadas fue mayor, 59 poblaciones de las 82 referidas. El mildiu, sin embargo, llega a tomar niveles de infestación de 7, es decir, nivel grave en algunas poblaciones aunque en la mayoría de las

poblaciones prospectadas llegaba a alcanzar niveles de 3, es decir, nivel bajo.

El oídio y el mildiu son las enfermedades que más efectos negativos tienen sobre la vid. Respecto al oídio no son todos efectos negativos, ya que niveles de infestación bajos le sirven a la planta de poda natural. El oídio, responsable de la muerte de los extremos distales de los sarmientos, constituye un factor regulador del excesivo número de yemas que brotarían al siguiente año. Muchas parras ~~se~~ muestran ~~bastante~~ ~~resistentes~~ a estas enfermedades, pese a estar en contacto físico con otras medianamente afectadas por estos hongos.

Bajas
niveles de
infestación
causadas por

Tabla 15.- Niveles de infestación de oídio y de mildiu de las distintas poblaciones andaluzas de vid silvestre.

POBLACIÓN	PROVINCIA	Nivel de infestación de Oídio	Nivel de infestación de Mildiu
11/Alcalá de los Gazules/1	Cádiz	0	7
11/Alcalá de los Gazules/2	Cádiz	3	
11/Alcalá de los Gazules/3	Cádiz	0	0
11/Alcalá de los Gazules/4	Cádiz	0	3
11/Alcalá de los Gazules/5	Cádiz	0	0
11/Alcalá de los Gazules/6	Cádiz	0	0
11/Arcos de la Frontera/1	Cádiz	0	0
11/El Bosque/1	Cádiz	0	0
11/El Bosque/2	Cádiz	1	1
11/Grazalema/1	Cádiz	0	0
11/Jerez de la Frontera/1	Cádiz	3	0
11/Jerez de la Frontera/2	Cádiz	0	3
11/Los Barrios/1	Cádiz	0	0
11/Los Barrios/2	Cádiz	0	0
11/Prado del Rey/1	Cádiz	1	1
11/Sánlúcar de Barrameda/1	Cádiz	1	0
11/Ubrique/1	Cádiz	0	3
11/Ubrique/2	Cádiz	0	1
11/Ubrique/3	Cádiz	0	1
11/Ubrique/4	Cádiz	0	0
11/Vejer de la frontera/1	Cádiz	1	3

11/Villamartín/1	Cádiz	0	3
11/Zahara de la sierra/1	Cádiz	0	0
14/Adamuz/1	Córdoba	0	0
14/Córdoba/1	Córdoba	1	1
14/Córdoba/2	Córdoba	1	1
14/Córdoba/3	Córdoba	1	1
14/Hornachuelos/1	Córdoba	0	3
14/Montoro/1	Córdoba	3	1
14/Montoro/2	Córdoba	3	1
14/Montoro/3	Córdoba	3	1
14/Montoro/4	Córdoba	3	1
14/Montoro/5	Córdoba	1	3
14/Posadas/1	Córdoba	1	0
14/Posadas/2	Córdoba	1	0
14/Posadas/3	Córdoba	0	0
14/Posadas/4	Córdoba	3	1
14/Posadas/5	Córdoba	3	0
14/Posadas/6	Córdoba	1	1
14/Posadas/7	Córdoba	1	1
14/Posadas/8	Córdoba	1	1
14/Rute/1	Córdoba	3	1
14/Villaviciosa/1	Córdoba	3	0
14/Villaviciosa/2	Córdoba	3	1
14/Villaviciosa/3	Córdoba	1	1
14/Villaviciosa/4	Córdoba	3	0
14/Villaviciosa/5	Córdoba	0	0
18/Loja/1	Granada	1	3
21/Almonte/1	Huelva	3	7
21/Almonte/2	Huelva	0	0
21/Almonte/3	Huelva	0	7

21/Almonte/4	Huelva	1	1
21/Almonte/5	Huelva	3	3
21/Aracena/1	Huelva	3	3
21/Aroche/1	Huelva	1	3
21/Aroche/2	Huelva	0	3
21/Aroche/3	Huelva	1	3
21/Calañas/1	Huelva	0	3
21/Calañas/2	Huelva	0	3
21/Cortegana/1	Huelva	0	3
21/Cumbres de San Bartolomé/1	Huelva	1	3
21/Encinasola/1	Huelva	3	3
21/Fuenteheridos/1	Huelva	0	3
21/Higuera de la sierra/1	Huelva	1	3
21/Rosal de la Frontera/1	Huelva	1	3
23/Guarromán/1	Jaén	3	3
23/Guarromán/2	Jaén	3	3
23/La Iruela/1	Jaén	0	3
23/La Iruela/2	Jaén	0	3
23/Pozo Alcón/1	Jaén	1	3
23/Santa Elena/1	Jaén	3	3
23/Santiago-Pontones/1	Jaén	0	5
23/Santo Tomás/1	Jaén	0	3
23/Santo Tomás/2	Jaén	0	3
29/Antequera/1	Málaga	3	3
41/Castilblanco de los Arroyos/1	Sevilla	3	3
41/Cazalla/1	Sevilla	0	0
41/El Castillo de las Guardas/1	Sevilla	3	3
41/El Castillo de las Guardas/2	Sevilla	1	3

41/El Ronquillo/1	Sevilla	1	3
41/Guillena/1	Sevilla	1	3
41/Guillena/2	Sevilla	0	1

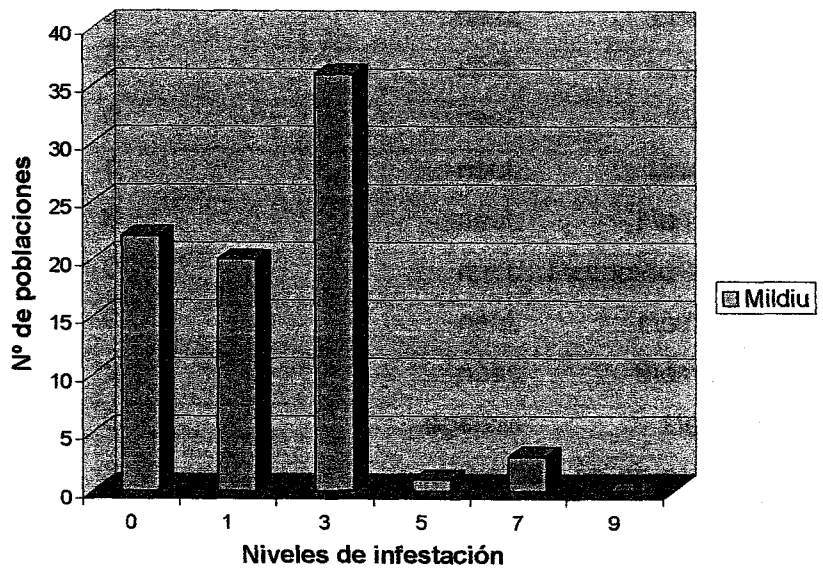
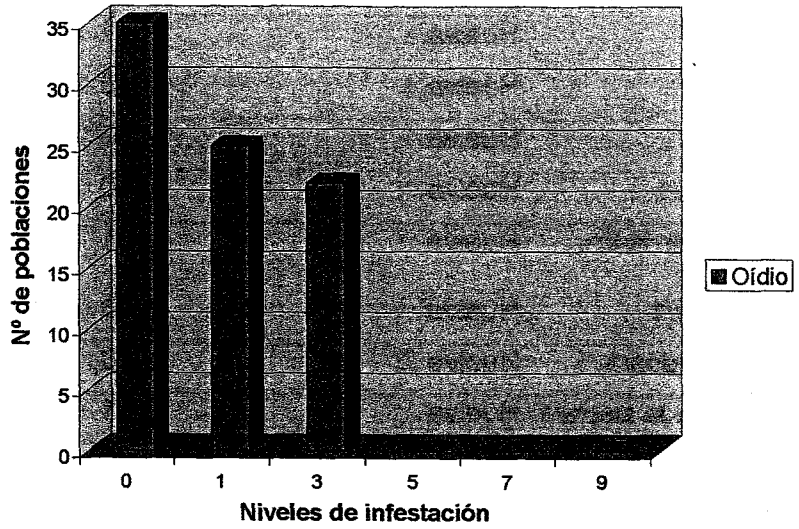


Figura 143.- Número de poblaciones infestadas por el oídio y el mildiu respectivamente, y niveles de infestación.

Cabe destacar que los ejemplares silvestres muestran una menor incidencia de daños a las enfermedades fúngicas, si se comparan con los viñedos cultivados de la zona, que para mitigar este problema sanitario suelen recibir varios tratamientos, además de los dirigidos contra el hongo de la botritis, que no ha sido detectado, por el momento, en el caso de los ejemplares silvestres (Figuras 144-149).



Figuras 144-146.-
Síntomas de oidio sobre
vid silvestre: peritecas,
hoja y racimo,
respectivamente.

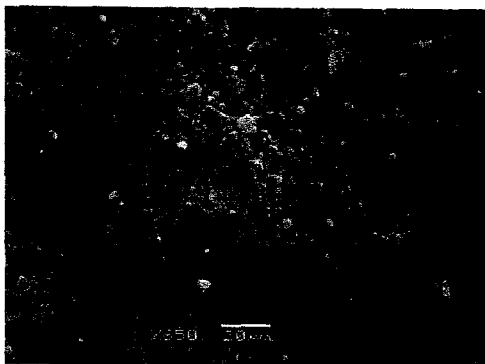


Figura 147.- Vista a microscopia
electrónica de una periteca.



Figura 148.- Micelio en fase de
esporulación sobre el haz de
una hoja.

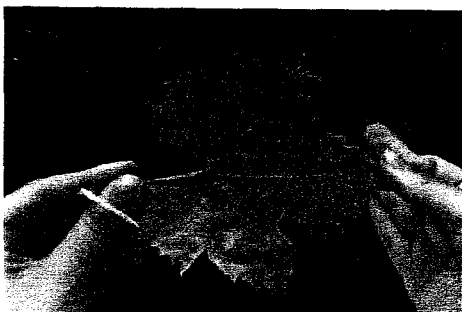
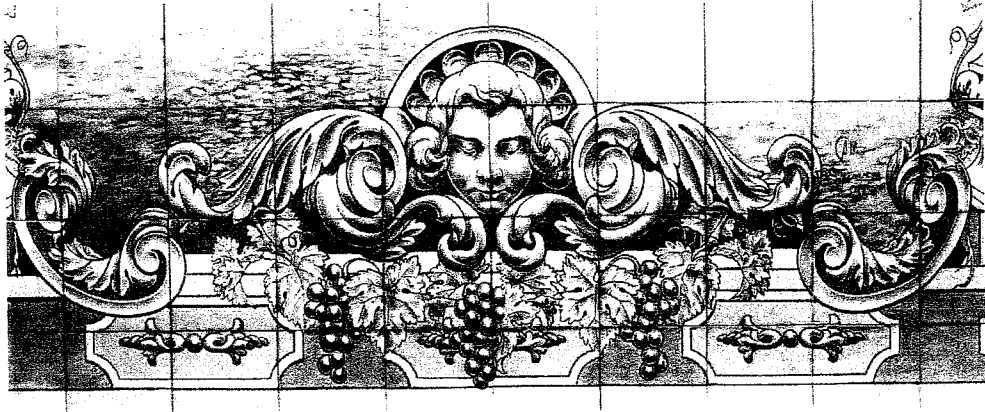


Figura 149.- Hoja de vid
silvestre con síntomas de
mildiu.



**XI.- PRINCIPALES
CARACTERÍSTICAS
AMPELOGRÁFICAS DE LA VID
SILVESTRE Y ESTUDIO
MORFOMÉTRICO DE LAS SEMILLAS**

XI.- PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS AMPELOGRÁFICAS DE LA VID SILVESTRE Y ESTUDIO MORFOMÉTRICO DE LAS SEMILLAS.

*De nada sirvo en la copa,
y soy inútil a Baco,
más para quién no me bebe
soy un néctar delicado.*

(A la uva, MARCIAL, s.l)

XI.1. INTRODUCCIÓN

Desde el punto de vista ampelográfico, no se pueden encontrar muchas diferencias observables a simple vista entre las vides silvestres y cultivadas, si exceptuamos la floración.

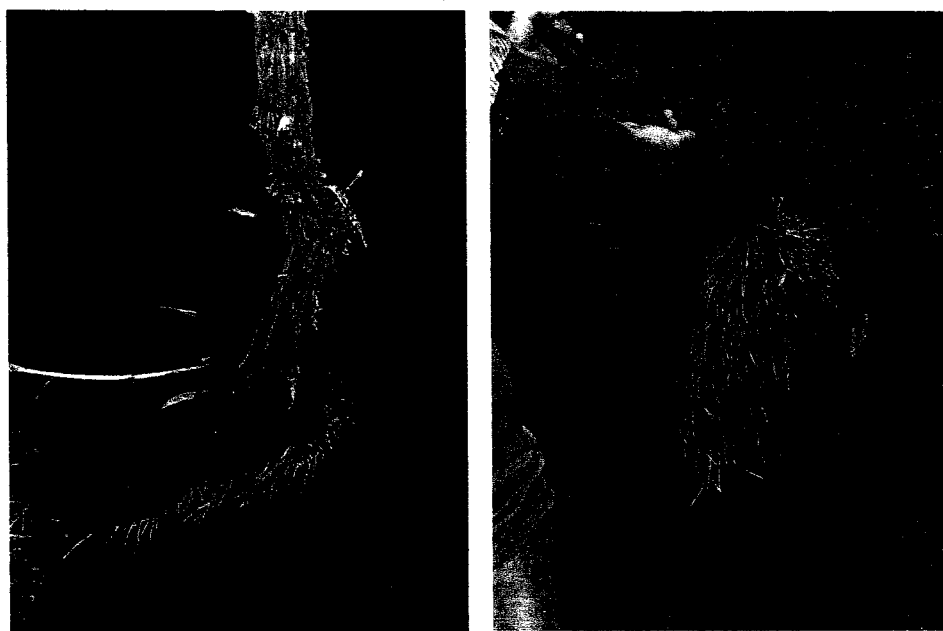
VIARD (1892), venía a decir que:

[...] La vid es naturalmente silvestre y en éste estado llega a una vejez muy grande y alcanza proporciones sorprendentes (...), designada por los antiguos con el nombre de labrusca, crece desde hace mucho tiempo en el Mediodía, donde se la llama lambresquero ó lambrusca; difiere de la cultivada solo por sus hojas más pequeñas y más borrosas y en los países propios la utilizan para guarnecer los setos; sus uvas son más pequeñas y, aunque maduran, nunca adquieren el sabor de las cultivadas.

Dentro de cada población existen individuos de ambos sexos con caracteres ampelográficos bastante diferentes entre sí, por lo que resulta difícil dar una descripción global exacta, máxime cuando la morfología foliar es extraordinariamente variable dentro de un mismo ejemplar. No obstante, a continuación, se recogen sus principales características.

- **Raíces**

Son principalmente bastante profundas y ramificadas, extendiéndose incluso, por debajo del fondo de las corrientes de agua. Las raicillas son de color blanquecino, siempre carentes de síntomas causados por la filoxera, nematodos y micelios de hongos causantes de la podredumbre, *Armillaria mellea*. Existen raíces adventicias sobre las zonas donde los troncos tocan tanto el suelo como la superficie del agua (Figuras 150 y 151).



Figuras 150 y 151.- Raíces emitidas por el tronco dentro del río.

- **Pámpano joven**

El pámpano joven presenta el extremo apical semiabierto o abierto, con una pigmentación antociánica ribeteada, con un grado de intensidad medio. La intensidad de los pelos postrados es muy variable, mientras que la de los pelos erguidos siempre es nula o laxa.

El color de la cara dorsal y ventral de los nudos y entrenudos varía de verde a rojizo, existiendo, en muchos casos, bandas intercaladas de ambas tonalidades.

La densidad de pelos postrados suele ser media, mientras que la correspondiente a los erectos suele ser nula o muy laxa.

La intensidad de la pigmentación antociánica de las yemas es muy variable, de casi nula a fuerte.

- **Zarcillo**

Los zarcillos suelen ser de forma bífida y presentan una distribución discontinua sobre el pámpano. En las plantas masculinas suelen alcanzar una mayor longitud. En algunos ejemplares son muy robustos.

- **Hoja joven**

El color del haz varía de verde con zonas bronceadas a rojizo.

La densidad de ambos tipos de pilosidad entre los nervios del envés varía bastante. Normalmente, suele ser de laxa a media para los postrados y ausente o laxa para los erectos.

- **Hoja adulta**

RATHAY (1889) fue el primero en observar un dimorfismo foliar referente al sexo. Para este autor, en los individuos femeninos predominaban las hojas enteras, mientras que en los masculinos lo hacían las hojas trilobuladas. En 1956, LEVADOUX propuso que esto se trataba de un carácter particular de las poblaciones de Europa Central.

En la península ibérica, el tamaño del limbo es bastante variable, de medio a pequeño. Generalmente, las plantas femeninas de cada población portan hojas de mayor tamaño que las del otro sexo, aunque en algunas poblaciones, como las del P.N. de Doñana, suele ocurrir al revés. Su forma suele ser igualmente muy variada, dentro de una misma población. En el caso de los pies femeninos, la forma más normal es la cuneiforme, mientras que en el caso de los masculinos son la pentagonal y orbicular. Dentro de cada planta, pueden observarse, asimismo, diferentes morfologías foliares.

El color del haz suele ser verde claro y la pigmentación antociánica de los nervios principales en el haz suele oscilar entre muy débil y débil.

Los dientes suelen tener ambos lados cóncavos o rectilíneos. En ocasiones, en una misma planta, aparecen ambas morfologías.

El seno peciolar suele ser abierto en las hojas de las plantas femeninas y, normalmente, muy abierto en las de las masculinas.

Las hojas adultas presentan mayor densidad de pelos postrados entre los nervios que las jóvenes; en el caso de los erectos, su distribución suele ser laxa en ambos tipos de hojas. Los pelos postrados sobre los nervios tienen una distribución igualmente laxa, mientras que los erectos, en caso de existir, la tienen muy laxa.

En otoño, se distinguen fácilmente los ejemplares blancos de los tintos por la coloración que toman las hojas. En muchas ocasiones, algunas hojas tintas adquieren una coloración clara con algunas manchas tintas en los bordes.

- **Sarmiento**

La sección transversal suele ser ligeramente elíptica. La superficie es lisa y de color marrón. No presentan lenticelas.

La longitud de los entrenudos suele ser mayor en las plantas masculinas.

- **Inflorescencia**

Los ejemplares masculinos tienen flor *masculina pura*, mientras que los productores de uva la tienen *femenina con estambres reflejos*.

Los estambres de las flores masculinas son más largos y erguidos que los de las femeninas, que son reflejos.

El número de inflorescencias por pámpano es mayor en los pies masculinos (4 ó más) que en los femeninos (2-3) (Figuras 152 y 153).

Las inflorescencias son más elongadas en los pies masculinos, y, cada una de ellas, porta un mayor número de flores.

La floración comienza antes en las parras masculinas que en las femeninas.



Figura 152.- Ejemplar masculino en floración.-

Los ejemplares masculinos son bastante más abundantes que los femeninos. Si se hace un cómputo entre todas las poblaciones que se indican a continuación, puede decirse que suele haber 1 ejemplar femenino por cada 5 ó 6 del otro sexo.

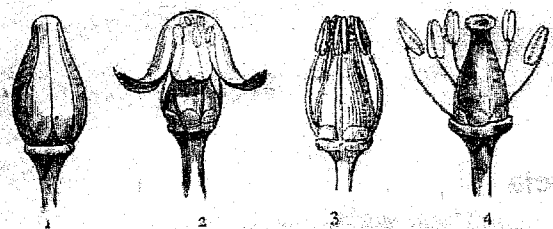


Figura 153.- Fases del desarrollo de una flor de vid hermafrodita previas al cuajado (CHANCRIN, 1945).

- **Baya**

En el caso de las plantas femeninas, las bayas son de tamaño pequeño y poco uniformes. Su forma es redondeada.

Dominan claramente los ejemplares tintos sobre los blancos, como indica LEVADOUX (1956). De estos últimos, sólo hemos registrado 3 ejemplares en el Río de El Bosque (Serranía de Grazalema), de los que sólo se conserva uno. No obstante, se han conservado en la colección del CIFA Rancho de La Merced por D. Miguel Lara Benítez. En cualquier caso, el rendimiento en mosto es muy bajo, ya que la pulpa no tiene mucho desarrollo. Bajo condiciones estandarizadas de cultivo con portainjerto y poda de vara y pulgar, se ha observado que el aumento de tamaño de las bayas es muy considerable, dentro de una parcela del citado CIFA.

- **Pepita**

Desde los trabajos de STUMMER (1911) se acepta que el proceso de domesticación causó en las semillas de vid silvestre cambios en su dimensión y otras características morfológicas. Por eso, la adscripción de un conjunto de semillas, actual o procedente de un yacimiento arqueológico, a una variedad silvestre o cultivada, se hace teniendo en cuenta su morfología, aunque según SMITH & JONES (1990), estas atribuciones a semillas arqueológicas suelen ser problemáticas, debido a los cambios que sufre la semilla durante el proceso de carbonización.

Según dicho autor el valor de la razón anchura/longitud (B/L) oscila entre 0,54 y 0,82 en la variedad silvestre, correspondiendo la máxima frecuencia al valor 0,64, y entre 0,44 y 0,74 en la variedad cultivada, correspondiendo la máxima frecuencia a 0,54. RENFREW (1973) indica que el valor de la citada razón en pepitas silvestres oscila entre 0,63 y 0,83, con una máxima frecuencia en torno a 0,65. En el caso de las cultivadas, el intervalo está comprendido entre 0,44 y 0,75, y la máxima frecuencia se sitúa en torno a 0,55.

LOGOTHETIS (1970; 1974) propone que el índice de Stummer, a menudo puede no ser del todo aceptable, debido a que sólo se tienen en cuenta las variables anchura (B) y longitud (L). Este autor propone que es más fiable añadir a estas variables el grosor de la semilla (T), de modo que representando estas tres variables en una gráfica y uniéndolas mediante líneas rectas, la gráfica de la semilla cultivada formará un ángulo de aproximadamente 150°, mientras que el gráfico formado por las variables de la semilla silvestre tiende a formar una línea recta, o lo que es lo mismo, un ángulo de 180°.

Sin embargo, debido a la gran variabilidad en tamaño y forma de las semillas, tanto el índice de Stummer como el método de Logothetis suelen causar cierta problemática cuando se pretende saber la identificación de una sola semilla, o muestras muy pequeñas como en los casos de semillas sueltas procedentes de yacimientos arqueológicos.

Ya en 1996, MANGAFA y KOTSAKIS propusieron una serie de fórmulas para solucionar el problema que tienen los métodos anteriores, añadiendo más variables morfológicas de las semillas que supuestamente cambian en el proceso de domesticación.

Las semillas de vid silvestre carecen de estrías transversales laterales.

Por último, cabe destacar la elevada capacidad de germinación que presentan, tanto en campo como en laboratorio (PÉREZ, 1994).

Seguidamente se ofrece una lista de los descriptores esenciales que son altamente discriminantes, según la estandarización realizada por IPGRI, UPOV y OIV (1997).

Tabla 16.- Descriptores de la planta.

Parte vegetativa

	DESCRIPTOR	FEMENINA	MASCULINA
6.1.1	PÁMPANO JOVEN: FORMA DEL EXTREMO	5 (totalmente abierto)	
6.1.2	PÁMPANO JOVEN: PIGMENTACIÓN ANTOCIÁNICA DEL EXTREMO	3 (débil)-5 (media)	
6.1.3	PÁMPANO JOVEN: DENSIDAD DE PELOS POSTRADOS EN EL EXTREMO	0 (ausente)-3 (laxa)	
6.1.7	PÁMPANO: COLOR DE LA CARA VENTRAL DEL ENTRENUDO	1 (completamente verde)-3 (completamente rojo)	
6.1.16	HOJA JOVEN: COLOR DEL HAZ	2 (verde con zonas bronceadas)-7 (rojizo)	
6.1.21	HOJA ADULTA: TAMAÑO DEL LIMBO	3 (pequeño)-5 (medio)	3 (pequeño)-5(medio)
6.1.22	HOJA ADULTA: FORMA DEL	2 (cuneiforme)	3

	DESCRIPTOR	FEMENINA	MASCULINA
	LIMBO		(pentagonal)- 4(orbicular)
6.1.23	HOJA ADULTA: NÚMERO DE LÓBULOS	1 (hoja entera)-2 (tres)	3 (cinco)- 4(siete)
6.1.24	HOJA ADULTA: PIGMENTACIÓN ANTOCIÁNICA DE LOS NERVIOS PRINCIPALES DEL HAZ	1 (muy débil)-3 (débil)	
6.1.27	HOJA ADULTA: FORMA DE LOS DIENTES	1 (ambos lados cóncavos)-2 (ambos lados rectilíneos)	
6.1.28	HOJA ADULTA: LONGITUD DE LOS DIENTES	3 (cortos)-5 (medios)	
6.1.29	HOJA ADULTA: RELACIÓN: LONGITUD/ANCHURA DE LOS DIENTES	3 (pequeña)- 5 (media)	
6.1.30	HOJA ADULTA: FORMA DEL SENO PECIOLAR	3 (medio abierto)	2 (muy abierto)
6.1.35	HOJA ADULTA: DENSIDAD DE PELOS POSTRADOS ENTRE LOS NERVIOS	5 (medio)-7 (densa)	
6.1.36	HOJA ADULTA: DENSIDAD DE LOS PELOS ERECTOS ENTRE LOS NERVIOS	3 (laxa)	
6.1.37	HOJA ADULTA: DENSIDAD DE LOS PELOS POSTRADOS SOBRE LOS NERVIOS PRINCIPALES	3 (laxa)	
6.1.38	HOJA ADULTA: DENSIDAD DE LOS PELOS ERECTOS SOBRE LOS NERVIOS	0 (ausente)-1 (muy laxa)	

Inflorescencia y Fruto

6.2.1	INFLORESCENCIA: SEXO DE LA FLOR	5 (femenina con estambres reflejos)	1 (masculina pura)

6.2.1	INFLORESCENCIA: SEXO DE LA FLOR	5 (femenina con estambres reflejos)	1 (masculina pura)
6.2.2	RACIMO: TAMAÑO	1 (muy pequeño)-3 pequeño	
6.2.3	RACIMO: COMPACIDAD	1 (muy suelto)-3 (suelto)	
6.2.4	RACIMO: LONGITUD DEL PEDÚNCULO	5 (medio)-7 (largo)	
6.2.5	BAYA: TAMAÑO	1 (muy pequeña)	
6.2.6	FORMA DE LA BAYA	4 (redondeada)	
6.2.7	BAYA: PRESENCIA DE SEMILLAS	3 (bien desarrolladas)	
6.2.8	BAYA: COLOR DE LA EPIDERMIS	1(verde-amarilla) ó 6 (azul-negra)	
6.2.9	BAYA: PIGMENTACIÓN ANTOCIÁNICA DE LA PULPA	1 (muy ligeramente coloreada) ó 3 (ligeramente coloreada)	
6.2.12	BAYA: SABORES PARTICULARES	1 (ninguno)	

Nota: En el caso del pie masculino, sólo se recogen los caracteres diferentes, en caso de existir.

XI.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Se llevaron a cabo varias caracterizaciones morfológicas con hojas adultas y semillas de varias poblaciones de vid silvestre, tanto andaluzas como del resto de la Península Ibérica, con el fin de poder establecer comparaciones. También se han realizado fotografías con microscopía electrónica de pólenes de diversas variedades de vid, como son, Zalema, Moscatel, Palomino Fino, Pedro Jiménez, y una silvestre, tanto en la antera macho como en la hembra.

XI.2.1. Medición de parámetros foliares

La primera de estas caracterizaciones, relativa a las hojas adultas, se llevó a cabo para corroborar, o en su caso refutar, la idea de OCETE *et al.* (2004) según la cuál generalmente las plantas femeninas de cada población portan, generalmente, en el caso de Andalucía, hojas de mayor tamaño que las del otro sexo.

La morfometría consistió en la medición de una serie de parámetros filométricos de fácil obtención como la longitud, la anchura, el número de lóbulos y la longitud de los nervios basales. Posteriormente se obtuvieron otros parámetros menos estudiados y de más compleja caracterización, como el área y el perímetro de las hojas; todo ello con la idea de hacer una discriminación referente al tamaño y número de lóbulos entre hojas de plantas masculinas y hojas de plantas femeninas (LARREA, 1978).

La población elegida para dichas mediciones fue la del pantano de La Minilla (41/Guillena/1) debido a que, como ya se ha dicho con anterioridad, es la mayor población de Europa encontrada hasta la fecha con aproximadamente 130 ejemplares de vides silvestres.

De dicha población se eligieron al azar 10 parras femeninas y otras 10 masculinas, procurando que guardaran la misma distancia entre ellas. Posteriormente, se tomaron 10 hojas de cada ejemplar a una altura aproximada de 1,50 metros.

Las hojas fueron digitalizadas mediante escáner, y posteriormente *de* secadas. El parámetro Área/Perímetro foliar de cada hoja se obtuvo

usando cada imagen digitalizada con el software Midebmp version 4.2 (ORDIALES-PLAZA, 2000).

Por último, se procedió al análisis estadístico de todos estos parámetros, determinándose para cada uno la media de cada ejemplar de vid silvestre (x), y se llevó a cabo el test de t de Student para evaluar el nivel de significación de las diferencias entre las medidas paramétricas, al 95% de confianza.

En segundo término, se puso en práctica el método de CARRBONNEAU (1976), según el cual conociendo una serie de parámetros foliares, se puede saber la variedad de vid de la que se trata. GALET (1982) realizó una simplificación aceptable de este método, y llegó a una ecuación muy sencilla:

$$A = \varphi (\sum L_2)^2, \text{ donde:}$$

A, es la superficie de la hoja

φ , constante para cada variedad de vid

$\sum L_2$, es la suma de $L_{2g} + L_{2d}$, que son las longitudes de los nervios basales (Figura 154).

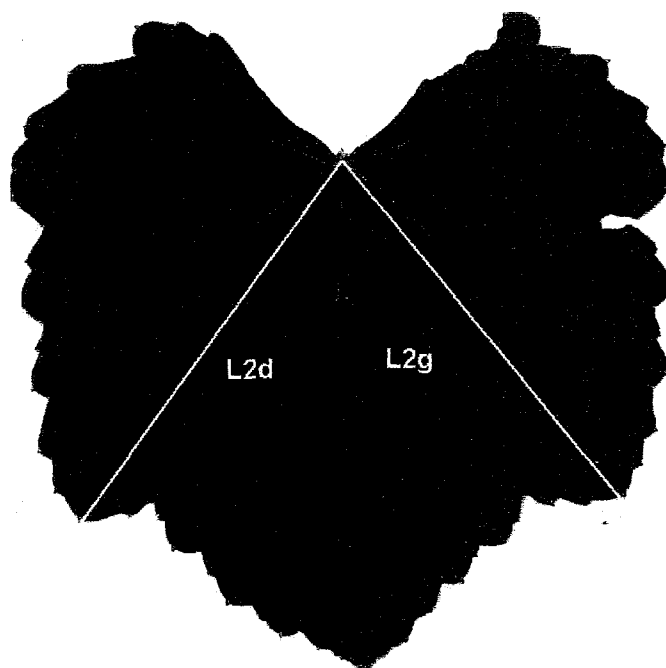


Figura 154.- Parámetros estimados (nervios basales).

Por tanto, y según este último autor, sabiendo las longitudes de estos nervios y el área de la hoja, la constante debería ser la misma para una misma variedad de vid (LARREA, 1978).

En este caso se escogió al azar una hoja de cada una de las plantas elegidas anteriormente, a una altura de 1 metro y se midió la longitud de los nervios basales para computarlos con las respectivas áreas.

XI.2.2. Morfometría de las semillas

Se han utilizado tres índices morfométricos distintos para evaluar la adscripción, según las semillas, de diversas poblaciones de Andalucía a la

subespecie *sylvestris*, comparándolas con otras poblaciones de la Península. Se han realizado fotografías con microscopía electrónica de una semilla silvestre y otra cultivada, donde se aprecian varias diferencias morfológicas como la longitud del pico. Los índices utilizados son: El índice de Stummer, el método de Logothetis y los 3 índices de Mangafa y Kotsakis (MK1, MK2 y MK3). Ésta última sólo ha sido utilizada en una población silvestre y otra cultivada, debido a que sus autores las definieron para semillas procedentes de yacimientos arqueológicos, donde frecuentemente han sido sometidas a procesos de carbonización. Pretendemos observar si estas fórmulas son también adecuadas para semillas actuales. Las fórmulas de estos índices son las siguientes:

- Fórmula 1

$$-0.3801+(-30.2 \text{ LS/L}+0.4564 \text{ PCH} - 1.386 \text{ L}+2.88 \text{ PCH/L}+9.4239 \text{ LS})$$

Valores menores de -0.2 indican que son semillas silvestres, mientras que valores mayores de 0.8 corresponden a semillas cultivadas. Valores entre -0.2 y 0.2 indican que la semilla tiene 64.7% de probabilidades de ser silvestre. Por su parte, valores entre 0.2 y 0.8 indican que la semilla tiene 76.2% de probabilidades de ser cultivada.

- Fórmula 2

$$0.2951+(-12.64 \text{ PCH/L} - 1.6416 \text{ L}+4.5131 \text{ PCH}+9.63 \text{ LS/L})$$

Valores menores de -0.2 indican que son semillas silvestres, mientras que valores mayores de 0.9 corresponden a semillas cultivadas. Valores entre -0.2 y 0.4 indican que la semilla tiene 90.1% de probabilidades de ser silvestre. Por su parte, valores entre 0.4 y 0.9 indican que la semilla tiene 63.8% de probabilidades de ser cultivada.

- Fórmula 3

$$- 7.491 + (1.7715 \text{ PCH} + 0.49 \text{ PCH/L} + 9.56 \text{ LS/L})$$

Valores menores que 0 indican que son semillas silvestres, mientras que valores mayores de 0.9 corresponden a semillas cultivadas. Valores entre 0 y 0.5 indican que la semilla tiene 93.3% de probabilidades de ser silvestre. Por su parte, valores entre 0.5 y 0.9 indican que la semilla tiene 63.3% de probabilidades de ser cultivada.

Las poblaciones estudiadas fueron las reseñadas en la Tabla 17, y las variables medidas para cada método se pueden observar en la Tabla 18 y en la Figura 155.

Tabla 17.- Poblaciones de vid silvestre y cultivada y métodos morfométricos utilizados en cada una.

Población	Provincia/ Comunida	Nº de semilla	Índice de	Método de	Índices de
-----------	------------------------	------------------	--------------	--------------	---------------

	d	s	Stumme r	Logoth etis	Mangaf a & Kotsaki s
La Minilla	Sevilla	100	√	√	√
Castilblanc o de los Arroyos	Sevilla	100	√		
Tributario del Río Ambroz	Cáceres	100	√	√	
Hervás	Cáceres	100	√	√	
Salamanca	Salamanca	100	√	√	
La Rioja	La Rioja	100	√	√	
Río Ebro (Desfiladero de Sobrón)	Álava	100	√	√	
Río Deva	Guipúzcoa	100	√		

Santoña	Cantabria	100	√		
San Juan de Luz	País Vasco - Francés	100	√	√	
Variedad Tempranillo no clonal (Haro)	La Rioja	100	√	√	√

Tabla 18.- Variables de medida utilizadas en cada uno de los métodos.

Índice de Stummer	Método de Logothetis	Índices de Mangafa & Kotsakis
B (Anchura)	B (Anchura)	L (Longitud)
L (Longitud)	L (Longitud)	LS (Longitud del pico de la semilla)
	T (Grosor)	PCH (Distancia desde el extremo del pico a la base de la chalaza)

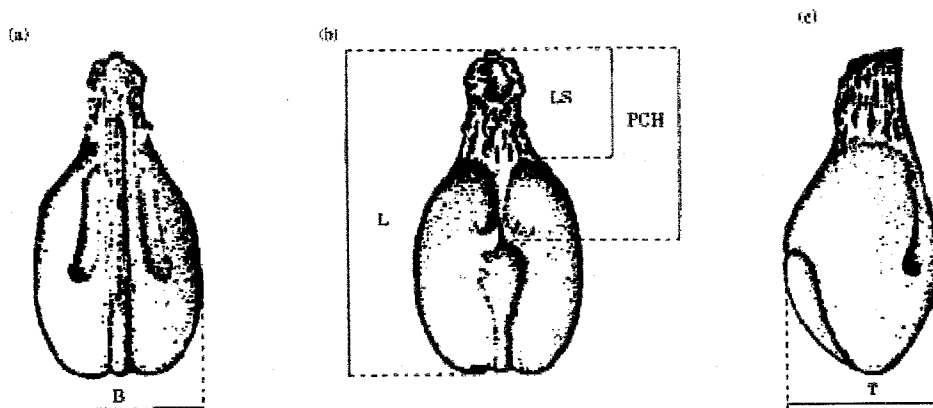


Figura 155.- Parámetros medidos en una semilla de vid: (a) vista ventral, (b) vista dorsal, (c) vista lateral. B: Anchura total, L: Longitud total, LS: Longitud del pico, PCH: Longitud medida desde el pico hasta el comienzo de la chalaza, T: Grosor total.

XI.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

XI.3.1. Medición de parámetros foliares.

El resultado más importante a destacar, es la gran variabilidad morfológica que muestran las hojas de la vid silvestre. En una misma planta pueden encontrarse hojas enteras, trilobuladas y pentalobuladas, como puede apreciarse en la figuras 156 y 157. En este tipo de parras con diversa morfología foliar, se ha visto que las hojas con mayor número de lóbulos tienden a situarse en zonas donde la incidencia lumínica es mayor.

Estas consideraciones también aparecen en ARNOLD (2002) para poblaciones de vid silvestre centroeuropeas. La tabla 20 muestra la media de las variables medidas para cada hoja de la población de 41/Guillena/1.

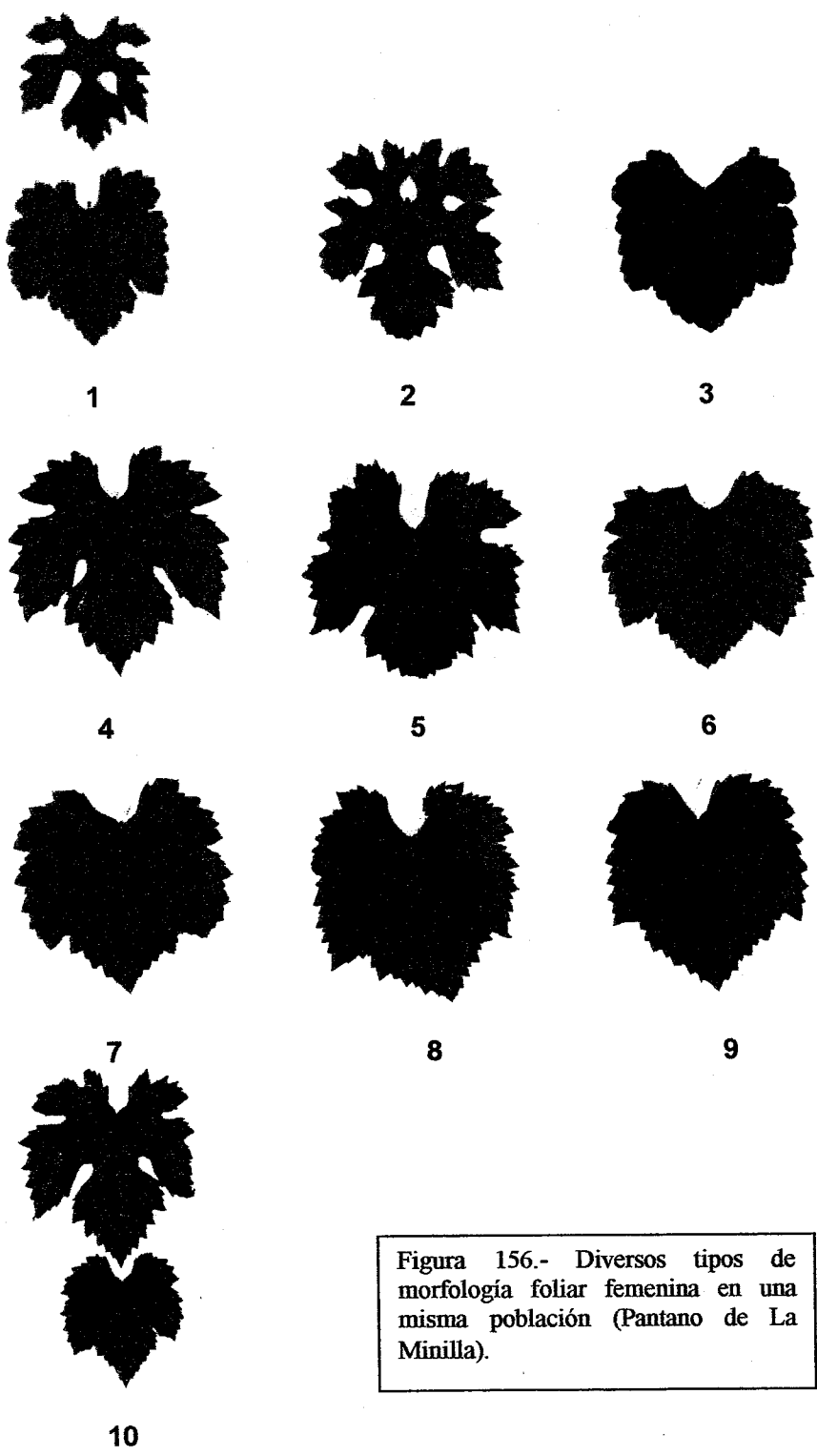


Figura 156.- Diversos tipos de morfología foliar femenina en una misma población (Pantano de La Minilla).

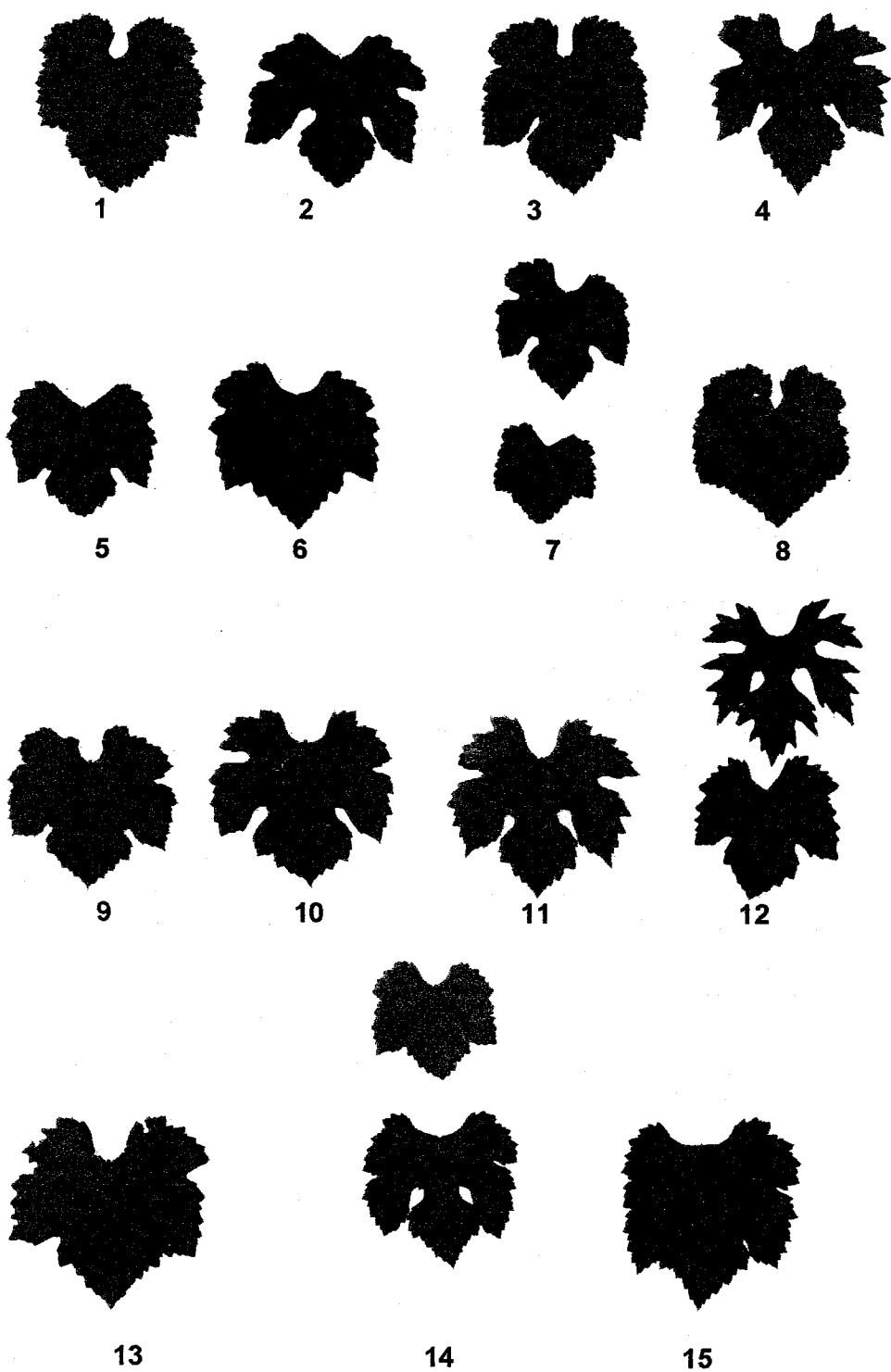


Figura 157.- Diversos tipos de morfología foliar masculina en una misma población (Pantano de La Minilla).

En la población 41/Gullena/1 los resultados estadísticos muestran que no hay diferencias significativas entre las áreas y los perímetros de las hojas entre ambos sexos.

Tabla 19.- Parámetros medios en cada planta de vid silvestre elegida.

Nombre	Perímetro medio (mapa de bits)	Área media	Error
Femenina 1	4731	1787,12	16,95 (0,98%)
Femenina 2	4977	2544,56	17,84 (0,78%)
Femenina 3	3762	2798,45	13,48 (0,63%)
Femenina 4	5624	3554,75	20,16 (0,93%)
Femenina 5	6965	4685,21	24,96 (0,59%)
Femenina 6	3081	2497,28	11,04 (0,44%)
Femenina 7	2426	1654,93	8,70 (0,53%)
Femenina 8	7804	4022,39	27,97 (0,70%)
Femenina 9	1999	1172,65	7,16 (0,61%)
Femenina 10	5542	3155,72	19,86 (0,59%)
Masculina 1	6065	3982,45	21,74 (0,52%)
Masculina 2	5039	3655,12	18,06 (0,72%)
Masculina 3	6102	3942,35	21,87 (0,54%)
Masculina 4	7056	4211,24	25,29 (0,65%)
Masculina 5	2300	1985,55	8,24 (0,54%)
Masculina 6	2327	1703,77	8,34 (0,49%)
Masculina 7	3214	1358,04	11,52 (0,8%)
Masculina 8	2569	1887,74	9,21 (0,49%)
Masculina 9	4751	2293,9	17,03 (0,74%)
Masculina 10	5744	2801,97	20,59 (0,73%)

En lo que se refiere a la fórmula de CARBONNEAU (1976), modificada por GALET (1982), y como era de esperar a la vista de los resultados anteriores referentes a la inmensa variabilidad morfológica de las hojas, no hubo ninguna similitud en las diferentes constantes φ calculadas para cada hoja elegida, como puede apreciarse en la Tabla 20.

Tabla 20.- Relación de constantes ϕ de la fórmula de Carbonneau.

Nombre	Área (mapa de bits)	ΣL_2 (mm)	ϕ
Femenina 1	2357,32	14,49	162,68599
Femenina 2	2292,34	13,91	164,797987
Femenina 3	2141,77	13,80	155,200725
Femenina 4	2157,04	16,00	134,815
Femenina 5	4202,66	20,15	208,568734
Masculina 1	4219,82	18,39	229,462751
Masculina 2	2055,55	18,22	112,818332
Masculina 3	4078,6	20,14	202,512413
Masculina 4	3914,06	21,01	186,295098
Masculina 5	1524,85	12,84	118,757788

XI.3.2. Morfometría de las semillas

El Índice de Stummer, nos muestra que según las semillas, algunas de las poblaciones españolas prospectadas en este capítulo son consideradas como "no clasificables", es decir, su índice está en el intervalo donde se solapan las variedades cultivadas y las silvestres, pese a ser claramente dioicas. No obstante, la mayoría de las poblaciones resultaron ser silvestres (Tabla 23).

Tabla 23.- Índices de Stummer de las poblaciones españolas estudiadas.

Poblaciones	Índice de Stummer	Variedad según este índice
Tributario del Río Ambroz	0,54836245	Cultivada
Variedad Tempranillo (Haro)	0,54861354	Cultivada
Hervás	0,6359576	No clasificable
La Minilla	0,64981043	No clasificable
San Juan de Luz	0,682211547	Silvestre
Río Deva	0,6827952	Silvestre
Logroño	0,6912389	Silvestre
Salamanca	0,70500657	Silvestre
Santoña	0,70693173	Silvestre
Castilblanco de los Arroyos	0,71241112	Silvestre
Río Ebro (Desfiladero de Sobrón)	0,72795088	Silvestre

Los límites de clase según RENFEW (1973) son:

< 0,55: Cultivada; [0,55 – 0,65]: No clasificable; >0,65: Silvestre

Como podemos apreciar, la población 41/Guillena/1, aún teniendo sexos separados, se considera no clasificable, aunque según su índice parece estar cerca de ser silvestre (Figura 158).

Cabe destacar el índice tan alto mostrado por algunas poblaciones como la del desfiladero del Río Ebro a su paso por Sobrón (Álava) (Figura 158), que sería la población silvestre más típica, desde el punto de vista de las semillas, de las examinadas. Por el contrario, hay poblaciones como las de la provincia de Cáceres, cuyos índices se asemejan a las domesticadas (Índice de Stummer (Tributario del Río Ambroz): 0,5483), pese a ser dioica.

El segundo método morfométrico utilizado, ideado por Logothetis, nos va a servir para saber el grado de domesticación de unas poblaciones silvestres con respecto a otras, ya que según el ángulo formado entre las dos rectas que unen en una gráfica: la Longitud, la Anchura y el Grosor medio de las semillas, estas poblaciones se acercarán más o menos a 180° (considerada silvestre "pura") ó a 150° (Vid cultivada) (Figura 159).

Como puede observarse en la tabla 22, el hecho de añadirle a las variables Longitud y Anchura de las semillas, como en el Índice de Stummer, la variable Grosor hace que algunas poblaciones sesgadas hacia las silvestres típicas, como es el caso de la población de Salamanca, parecen acercarse a los valores propios de las domesticadas. En el caso contrario, tenemos a la población de Hervás (Cáceres), que según el Índice de Stummer se consideraba "no clasificable", y según el método de Logothetis resultó ser definitivamente silvestre. En el caso de la población de La Minilla (41/Guillena/1) el hecho de que el ángulo sea de 155°, que la asemeja a la variedad Tempranillo.

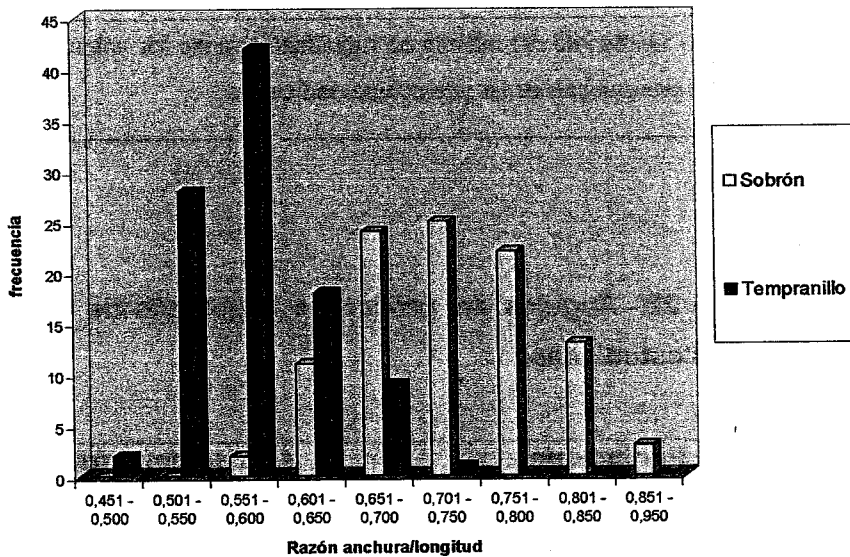
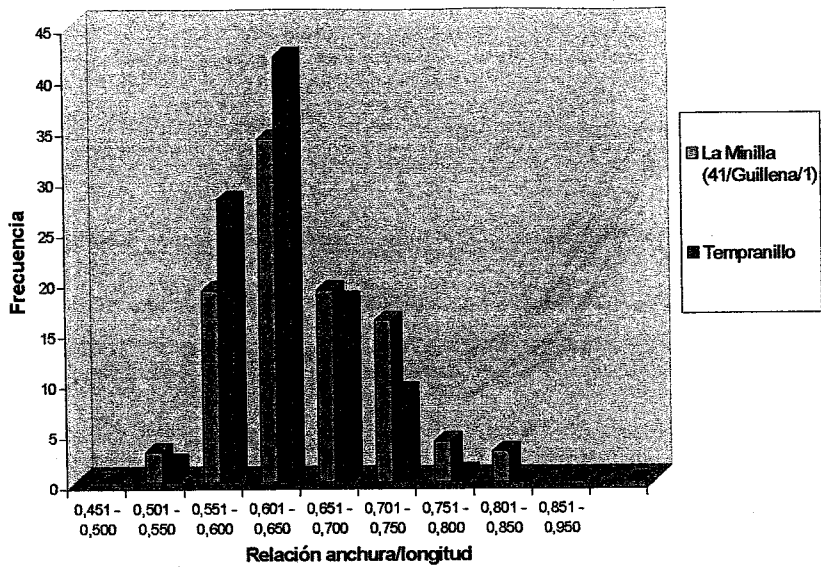


Figura 158.- Intervalos de frecuencia de los valores del Índice de Stummer en 100 semillas de las poblaciones indicadas.

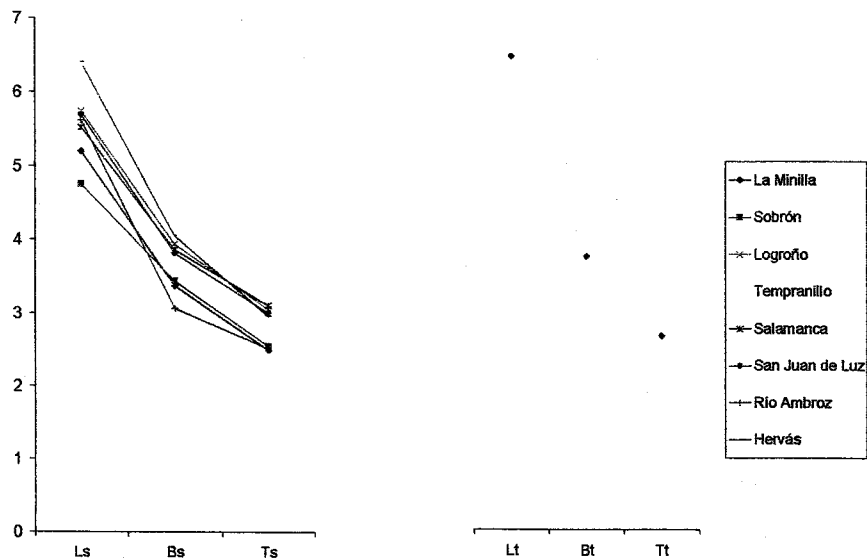


Figura 159.- Gráfico de del método de Logothetis usando los valores medios de las semillas provenientes de las poblaciones indicadas.

Tabla 22.- Ángulos del gráfico de Logothetis de las diferentes poblaciones estudiadas.

Poblaciones	Ángulo del gráfico de Logothetis (ordenados de menor a mayor)
Tributario del Río Ambroz (Cáceres)	150°
Variedad Tempranillo (cultivada)	152°

Salamanca	153°
San Juan de Luz (País Vasco-Francés)	154°
La Minilla (Sevilla)	155°
Hervás (Cáceres)	157°
Logroño	160°
Río Ebro (Desfiladero de Sobrón)	165°

El último método utilizado para saber si un conjunto de semillas se adscriben a variedades silvestres o cultivadas, son los índices de Mangafa & Kotsakis (MK1, MK2 y MK3). Estos complejos métodos sólo se han utilizado para saber más de la población de la que aún tenemos dudas según los métodos anteriores, La Minilla (41/Guillena/1), comparándola con la variedad Tempranillo, que es la variedad tinta más representativa de España (Figura 160).

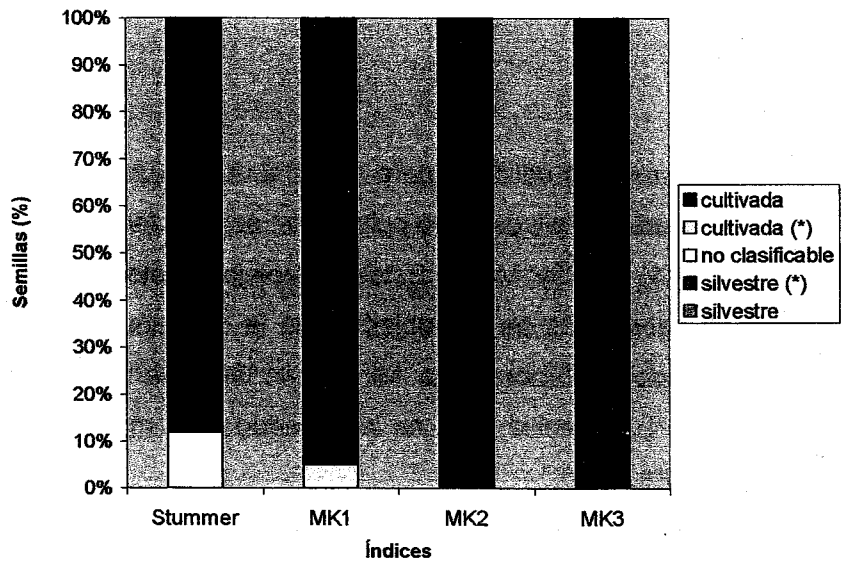
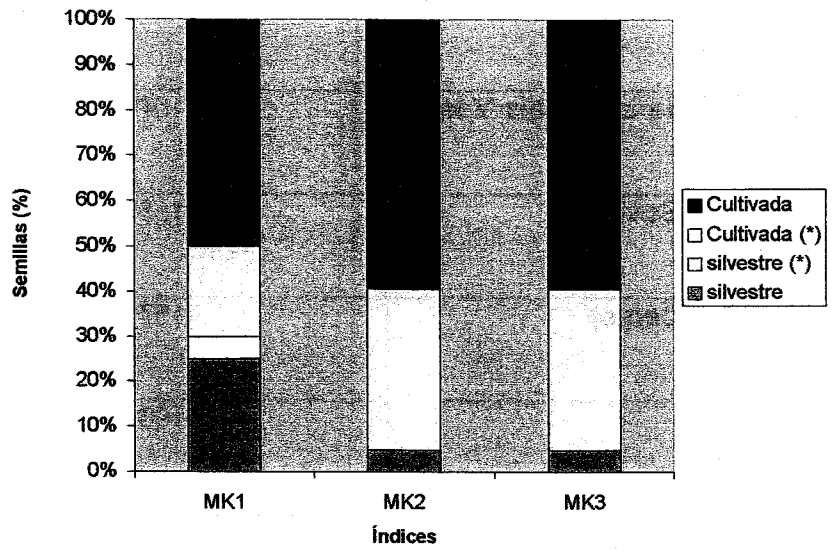


Figura 160.- Clasificación de las semillas según los Índices de Mangafa & Kotsakis (MK1, MK2, MK3) y el Índice de Stummer.

La fiabilidad de estos índices es mucho mayor, ya que las fórmulas se le aplican a cada semilla, al contrario que los métodos anteriores, que comparan valores medios.

Como vemos en la figura 160, según el índice MK1, el 50% de las semillas de la población quedan adscritas a la variedad cultivada, el 20% tienen el 76% de posibilidades de ser cultivadas (probabilidades teóricas asociadas), el 5% tiene el 64,7% de ser silvestre y el resto (probabilidades teóricas asociadas) y el 25% son silvestres.

Según el segundo y el tercer índice (MK2 y MK3) el 60% de las semillas son cultivadas, el 35% tiene un 90% de posibilidades de ser cultivadas (probabilidades teóricas asociadas), y el 5% muestran caracteres silvestres.

En líneas generales, pese a que el material carpológico examinado procede de plantas femeninas de poblaciones dióicas (vid silvestre), llama la atención el hecho de que aparezcan muy distintos índices y valores morfométricos.

Ello podría ser debido a la incorporación de genes procedentes de variedades hermafroditas de cultivo, ya que ambas subespecies son interfértiles.

A grandes rasgos, de nuestros resultados puede decirse que existe un incremento de los caracteres silvestres de la semilla, a medida que aumente la latitud de las poblaciones estudiadas. Debe tenerse presente que los aportes de variedades antiguas en el sur de la Península se remonta ya a la época de las colonias fenicias.

En lo referente a las fotografías con microscopía electrónica de barrido se observan por un lado una semilla de vid silvestre (aumento de x18) y otra de vid cultivada (aumento de x18), observándose gran diferencia en la longitud del pico (Figuras 161 y 162)..

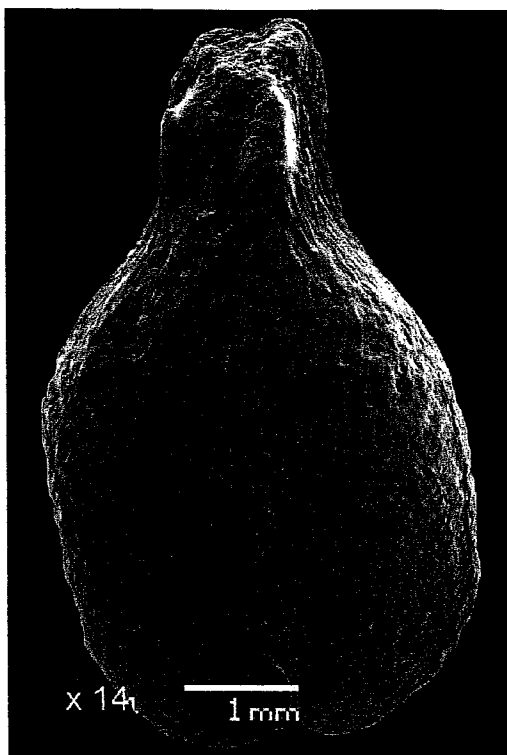


Figura 161.- Fotografía de una semilla de Tempranillo, obtenida mediante microscopia electrónica de barrido (x14).

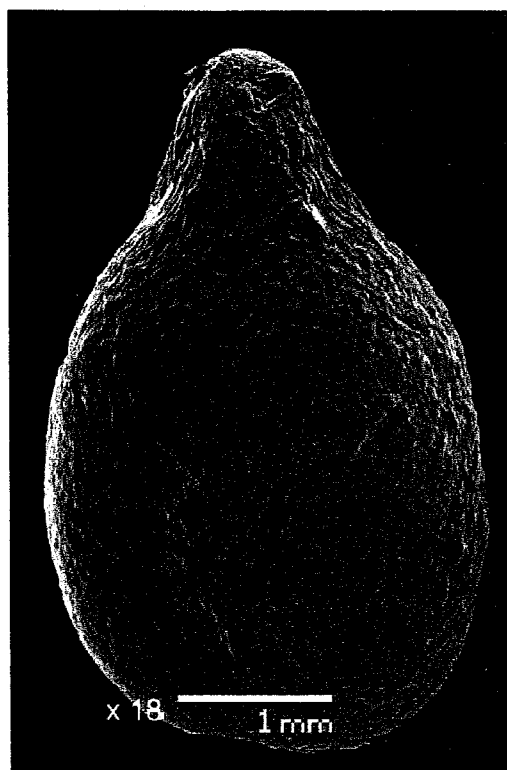


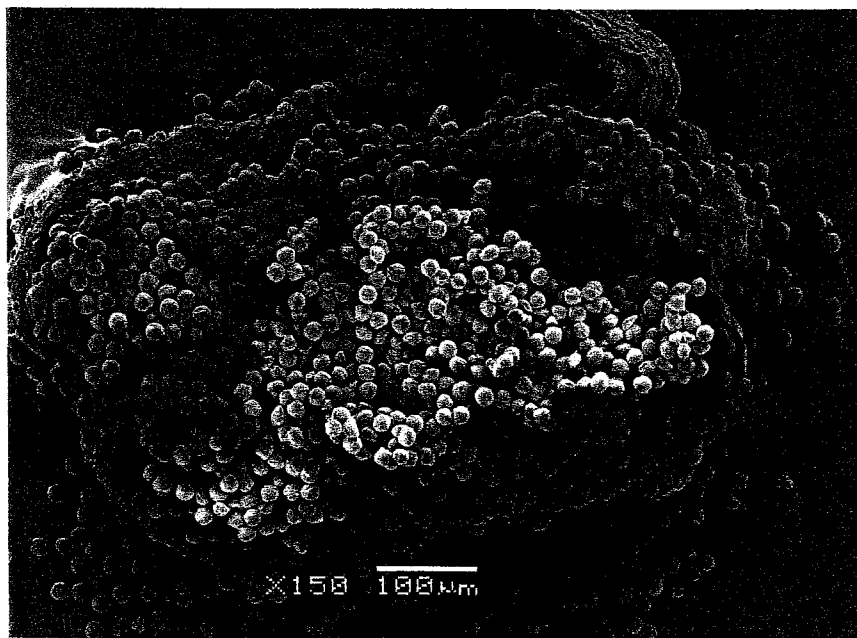
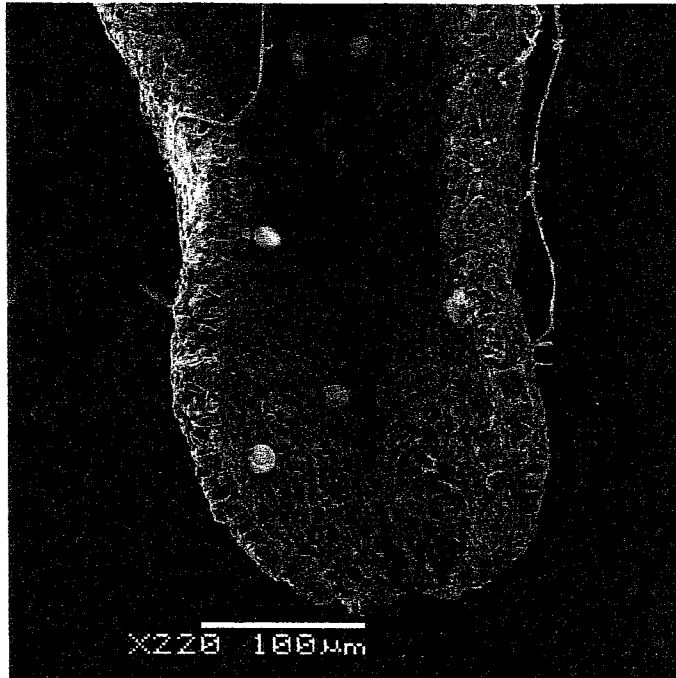
Figura 162.- Fotografía a microscopia electrónica de barrido de una semilla de vid, variedad silvestre (x18).

En lo que se refiere a las fotografías con microscopía electrónica de barrido de los pólenes, se observa, que en todas las variedades de vid, incluida la especie silvestre masculina, el polen es globular y tricolporado, es decir, tiene tres hendiduras con un agujero en el centro de cada una, por donde saldrá el tubo polínico para la fecundación. Hemos querido realizar fotografías de una antera silvestre macho y otra hembra (Figuras 163 y 164), que no es funcional, y hemos observado que las dos producen polen pero la cantidad en las hembras es mucho menor. Por otra parte se observa que en el polen de la hembra no existen ni hendiduras ni aberturas, siendo un saco vacío de células de forma ovoidal, muy diferente a los pólenes funcionales (Figuras 165-173) (aumento de x3,700).

masculina

hembra

hembra



Figuras 163 y 164.- Anteras femenina y masculina de vid silvestre, respectivamente.

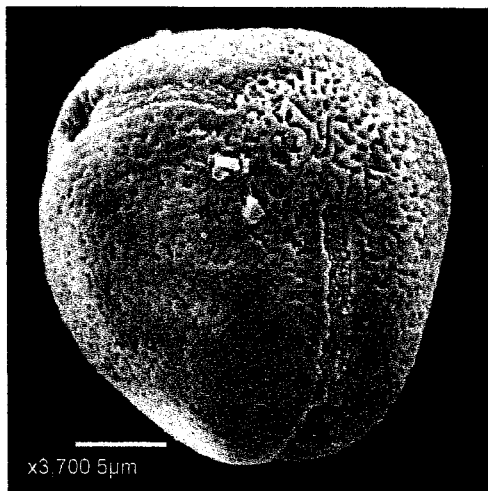


Figura 165. - Polen de la variedad cultivada Moscatel.

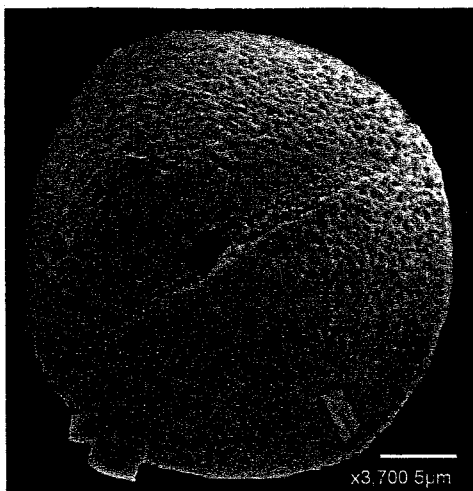


Figura 166. - Polen de la variedad cultivada Palomino Fino.

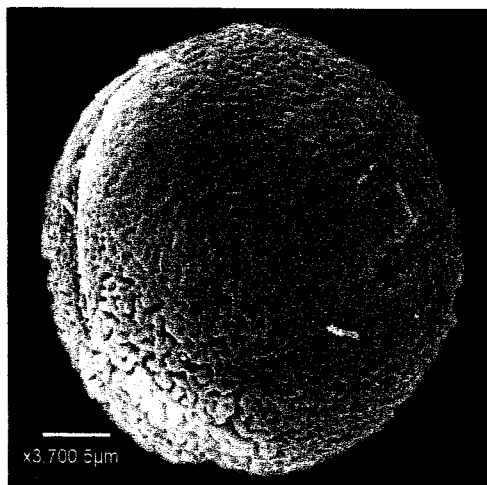


Figura 167. - Polen de la variedad cultivada Pedro Ximénez.

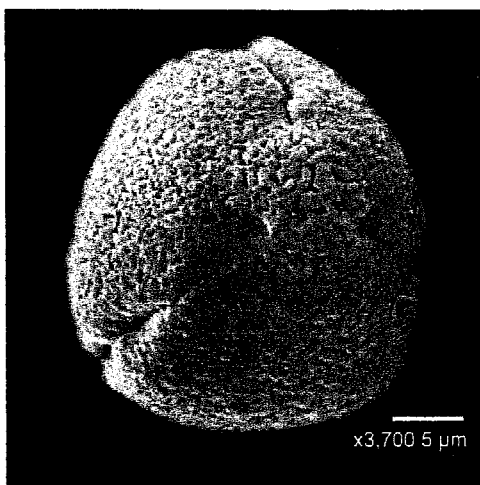


Figura 168. - Polen de la variedad cultivada Tempranillo.

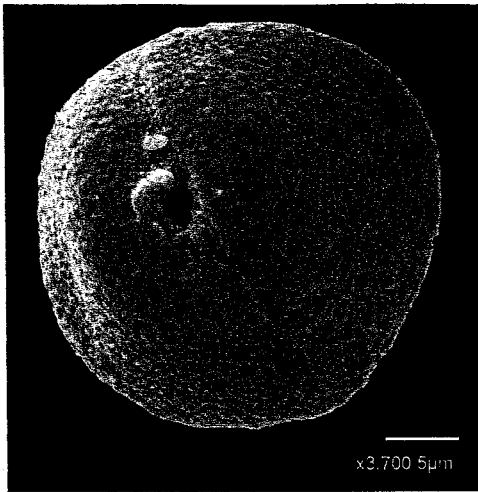


Figura 169.- Polen de la variedad cultivada Zalema.

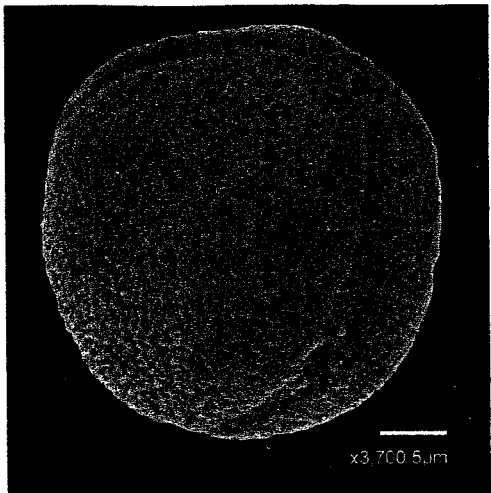


Figura 170.- Polen de ejemplar silvestre masculino.

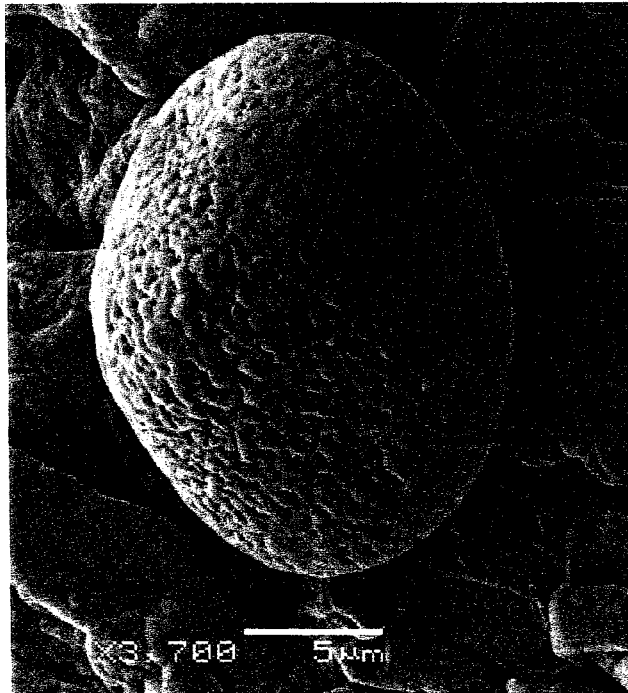
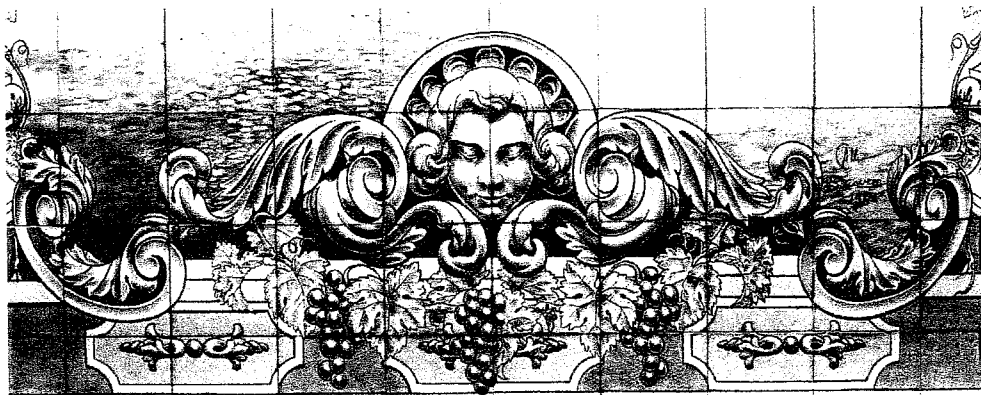


Figura 171.- Polen de ejemplar silvestre femenino.



XII.- USOS TRADICIONALES DE LA VID SILVESTRE

XII.- USOS TRADICIONALES DE LA VID SILVESTRE.

*Noche libre de tristezas,
sin exceso en la bebida,
mujer casta, alegre, y sueño
que acorte la noche fría.*

(MARCIAL, s.l)

XII.1. INTRODUCCIÓN

La vid, como planta característica de los cultivos mediterráneos, a lo largo del tiempo, ha sido empleada por el hombre para muy diferentes fines. Los naturalistas antiguos y los mejores modernos están de acuerdo entre sí acerca de la larga vida y las admirables proporciones de la vid en su estado agreste. Estrabón, refiere que se veían en la zona italiana de la Margiana vides de un grueso tan enorme, que dos hombre no podían apenas abrazar su tronco (ÁLVAREZ, 1825).

XII.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Han sido varias las formas de conseguir información para este capítulo:

- Búsqueda bibliográfica.
- Recabar información sobre el tema con pobladores del medio rural de las zonas reseñadas de Andalucía, con agentes medioambientales de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía, personal de diversas bodegas, como

Bodegas Rivero y Juan Guerra, de Prado del Rey (Cádiz), así como pescadores del litoral gaditano, principalmente de Barbate.

XII.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

XII.3.1. Usos alimenticios

La vid silvestre durante el Holoceno era muy frecuente en los ecosistemas mediterráneos y hay evidencias de que las poblaciones mesolíticas recolectaron y consumieron sus frutos (GUERRERO, 1995; RODRIGUEZ ARIZA *et al.*, 1996; BUXÓ, 1992; 1996).

Se ha comprobado la existencia de pepitas de uvas silvestres en palafitos alpinos hacia el sexto y séptimo milenio a.C., dándose por seguro su consumo en el Mediterráneo occidental, como recogió GUERRERO (1995). También es curiosa la impresión en piedra de semillas de vid silvestre en la ciudad sueca de Katrineholm, en un asentamiento Neolítico (RAUSING, 1990; HJELMQVIST, 1955). Según el primero de estos autores, fueron mercaderes escandinavos neolíticos los que "importaron" vino de uvas silvestres y cepas silvestres para el consumo directo en Escandinavia.

Como apuntan las referencias de RIVERA y WALKER (1989), dentro de la Península Ibérica, en épocas prehistóricas e históricas, las bayas de vid silvestre han contribuido directamente a la alimentación humana desde el Paleolítico. Los restos paleobotánicos más importantes de semillas silvestres en la Península son los de Castellón Alto, en el

cepas carpológicas

pueblo granadino de Galera, pertenecientes a la Edad de Bronce (RODRIGUEZ-ARIZA *et al.*, 1996).

En el yacimiento de La Cuesta del Negro, en Purullena (Granada), perteneciente también a la Edad del Bronce, se ha encontrado un recipiente cuyo análisis químico ha desvelado que había contenido mosto (FUNDACIÓN AVERROES, 2003).

De épocas mucho más recientes se han recogido testimonios sobre el consumo directo de uvas silvestres, junto a moras, tagaminas y espárragos trigueros, durante la última postguerra, en Andalucía y Extremadura (OCETE *et al.*, 2004) (Figura 172).



Figura 172.- Cuadro que representa a Baco niño (s.XVIII). Museo de la Cultura del vino- Dinastía Vivancos.

Lógicamente, antes de la llegada de las variedades hermafroditas aportadas por los fenicios, griegos y romanos, los racimos silvestres constituyeron la materia prima del vino. En ciertas zonas europeas, como Alemania y Austria, dicha producción se ha mantenido hasta épocas recientes. Además, en ciertas regiones de Italia y Alemania, los racimos silvestres se mezclaban con los cultivados para abaratar la producción de vinos caseros en el medio rural (ANZANI *et al.*, 1993; SCHUMANN, 1971).

Referente a las características enológicas, una muestra evaluada procedente de el río de El Bosque mostraba los datos analíticos que figuran en la Tabla 23 (OCETE *et al.*, 2000).

Para la elaboración del mosto, se partió que de 1 kg de uva tinta madura. El mosto de yema se dejó fermentar a temperatura de bodega, en Prado del Rey (Cádiz). Después de una maceración con agitación de 20 días, la muestra de vino fue analizada antes de iniciar la fermentación maloláctica.

Tabla 23.- PARÁMETROS ENOLÓGICOS

Parámetro	Valor	Método
Grado alcohólico	13,5%	Barus
Acidez total (H ₂ SO ₄)	4 g/l	O.I.V.
PH	3,5	Phmetro
Intensidad de color	11,5	O.I.V.
Tonalidad	0,43	O.I.V.
Polifenoles totales	80,6	U.V. ²⁸⁰ Ribereau-Gayon
Antocianos	342 mg/l	Ribereau-Gayon
Taninos	2,5 g/l	Ribereau-Gayon
Acido málico	2,4 g/l	Enzimático
Porcentaje de color amarillo (d ₄₂₀)	27%	I. Glories
Porcentaje de color rojo (d ₅₂₀)	63%	I. Glories
Porcentaje de color azul (d ₆₂₀)	10%	I. Glories

La intensidad de color es un parámetro sin dimensiones, obtenido mediante la suma de las absorbancias a 420, 520 y 620 nm. La intensidad de color de la muestra, 11,5, indica que el vino es de *buena capa* (tinto bien marcado). La tonalidad del vino es la característica de un vino joven con pH 3,5, que no ha iniciado todavía ningún proceso de envejecimiento.

La acidez total es alta por no haber sufrido aún la fermentación maloláctica. Se puede considerar que la concentración de ácido málico contenida en el vino es debida a un régimen climático lluvioso con temperaturas moderadas de la zona de recolección de la uva. El pH mantiene una lógica relación con la acidez total y está bien equilibrado con el grado alcohólico, dándole frescura y posibilidad de crianza, con una buena defensa ante microorganismos perjudiciales y oxidaciones excesivas.

Respecto a los polifenoles totales, la cifra de 80,6 indica que se trata de un vino con una dotación polifenólica alta y, por tanto capacitado para soportar una crianza larga. La concentración de 342 mg/l de antocianos indica que la uva tiene una vocación tintorera potente.

En resumen, los datos analíticos reflejan un gran equilibrio en la composición del vino de vid silvestre, que reúne las cualidades inherentes de los caldos que se pueden convertir en *crianza* o *reserva*.

Cabe resaltar que la elevada acidez total del mosto es un factor muy importante en las regiones vitícolas meridionales, donde se tiene el problema de que los mostos de las variedades de cultivo presentan una acidez baja. Además, presenta una buena estructura polifenólica (OCETE *et al.*, 2004).

En Alemania, las bayas también se han empleado para la fabricación de vinagre en la zona del Rin, como se recoge en la obra de BOCK (1546), sobre las propiedades de la vid silvestre. Dentro de España, nuestro equipo de trabajo ha recogido testimonios sobre este particular en la Sierra de Cazorla, Cuenca del río Rumbiar (Zocueca) y Sierra de Grazalema (El Bosque, Prado del Rey y Zahara de la Sierra), donde, a nivel casero, se mantuvo dicha actividad hasta hace unas tres décadas.

XII.3.2. Usos medicinales.

En cuanto a usos medicinales, se pueden encontrar varias referencias en diversos textos españoles antiguos. Respecto a la savia que brota durante la etapa de "lloro", QUER (1784) refirió:

De la Vid, así silvestre, como de la cultivada, se hacen varios usos en la Medicina. El Agua que naturalmente suelta ó llora en la Primavera, es aperitiva, diurética y buena para los ojos, para cuyas enfermedades la conservan algunos.

LAGUNA (*op. cit.*) en referencia a la vid silvestre, señalaba:

La cual, no obstante que nos debe muy poco por haber sido de nosotros así olvida, todavía se esfuerza de servirnos y complacemos con cuanto puede, quiero decir que su fructo, con sus tallos, con sus hojas y con sus flores en infinitas necesidades, principalmente cuando cumple y restriñir notablemente algún miembro, las cuales facultades se hallan mucho más eficaces en la labrusca, y principalmente aquella que produce en enanthe, que la vid cultivada...

Referente al uso de sus racimos antes de la maduración, éstos se han empleado para fabricar una especie de refresco, denominado agraz, del que QUER (1784) indicaba:

Las Uvas inmaduras o Agraces, y su zumo sirven para refrescar y restringir, excitan el apetito, reprimen el ardor de las calenturas, y contienen las cámaras.

En la cuenca del Rin, se preparaba en el S. XVI, según BOCK (1546), el mosto de uvas agraces, que se empleaba sólo, mezclado con leche o con azúcar (en cuyo caso se denominaba *Syrupus Agrestae*) para el tratamiento de los cuadros epilépticos.

XII.3.3. Empleo como portainjerto y plantación de ejemplares masculinos para favorecer el cuajado de las variedades cultivadas.

En la Sierra de Segura, algunas variedades de cultivo se han injertado sobre pies silvestres que crecen en las orillas de algunos cursos de agua, como también se ha hecho en la Serranía de Grazalema, y en algunas zonas de la Península Balcánica. (ZIMMERMANN, 1958). Dicho autor indica, en 1959, que algunas de las parras, con 33 años de edad, así injertadas (sin especificar la variedad) llegaban a producir 100 kg. de uva. Después del invierno de 1953, hubo en esa región escasez en los viveros de barbados de *V. riparia*, por lo que, igualmente, se emplearon plantas silvestres, como patrón (CECUK, 1955).

Otra práctica común en la última zona citada era la de intercalar plantas masculinas entre los viñedos convencionales, con el fin de aumentar el índice de cuajado de los frutos.

En la Sierra de Cazorla, el mosto de uvas tintas ha servido para colorear vinos blancos procedentes de Torreperogil y La Mancha (OCETE *et al.*, 2000).

Además, como queda reflejado en la obra de QUER (1784):

Las Uvas de la Vid silvestre son estípicas, y suelen mezclarse sus racimos y flores en el mosto para comunicar al Vino mayor duración, y un cierto sabor raspante, agradable al gusto, y confortativo del estómago.

Lógicamente, el aporte del fruto silvestre servía para disminuir el pH del mosto, al aumentar el contenido de ácidos, facilitando una buena conservación del vino, mientras que los volátiles contenidos en las flores conferían a la mezcla un aroma afrutado. Los vinos tintos procedentes de racimos silvestres maduros presentan un buen equilibrio entre el grado de alcohol y la acidez total y, tras un proceso largo de maceración, son de *buena capa* (color tinto bien marcado), con una dotación polifenólica alta, que mejora la conservación del vino base, y añade una elevada concentración de antocianos (OCETE *et al.*, 2004).

XII.3.4. Posibles usos en rituales funerarios.

Un importante uso en la antigüedad de las semillas de vid es el de servir como ofrendas en rituales funerarios.

Según Eurípides, Dionisos con su séquito de ménades llegó a Tebas con la intención de establecer su culto (Figura 173). Sembró la vid en torno al sepulcro de su madre, Semele, fulminada a la vista de los ojos de Zeus. Penteo, hijo de Ágave, hermana de Semele, y rey de Tebas



Figura 173.- Fuente del Pilar de Carlos V. La Alhambra, s.XVI.

prohíbe su culto por no creer en su divinidad. Cadmo era abuelo de Penteo y Dionisos, padre de Semele y Ágave, y anterior rey de Tebas. En la tragedia *Las Bacantes* (EURÍPIDES, s. V-IV a.C.) puede leerse:

[...] *Contemplo el túmulo de mi madre, fulminada por el rayo, éste de ahí, junto al palacio, y las ruinas de su morada, que aún humean de la llama viva del fuego de Zeus, por la desmesurada crueldad de Hera contra mi madre...Elogio a Cadmo por haber dejado infranqueable este suelo, recinto sacro de su hija.*

De vid alrededor lo he recubierto, con el follaje pródigo en racimos., según GARCÍA y DE CUENCA (1979).

Se tiene constancia de enterramientos romanos en la Península Ibérica donde han aparecido vasijas con semillas, en algunos casos carbonizadas, de vid cultivada. Ya lo decía OVIDIO (s. I):

Es un testimonio de respeto el tratar de aplacar en sus sepulturas a las almas de los antepasados y llevarles allí modestas ofrendas, pues los Manes exigen pequeñas cosas: coronas votivas, unas semillas de vid, unos pocos granos de sal, dones de Ceres empapados en vino y algunas violetas.

En Andalucía han aparecido numerosos enterramientos con pepitas de vid como ofrendas, por ejemplo en yacimientos de **Córdoba** (Torreparedones, Cerro de la Cruz-Almedinilla): Bronce Final/Hierro-Ibérico Pleno (JONES Y REED, 2000; ARNAZ, 2000); **Almería** (LasPilas-Mojácar; Los Millares): Calcolítico (BUXÓ, 1997; ROVIRA BUENDÍA, 2000); **Granada** (Castellón Alto-Galera): Bronce (BUXÓ, 1997); o **Cádiz** (Castillo de Doña Blanca): Bronce Final/Hierro (CHAMORRO, 1991).



Figura 174.- Litografía de Picasso que representa el homenaje a Baco. Museo de la Cultura del vino- Dinastía Vivancos.

Más importante es aún, que en ciertos casos aparecieran también semillas silvestres. Según TORRES-VILA y MOSQUERA-MÜLLER (2004), en la zona de Los Bodegones (Mérida), en un importante complejo funerario romano-paleocristiano de los siglos IV-V, la presencia de un racimo de vid silvestre entre semillas de vid cultivada sugiere, según la opinión de dichos autores, la presencia de un jardín funerario donde fueron plantadas cepas de vid cultivada y silvestre para la utilización de racimos en rituales funerarios cristianos. Estos racimos evocaban símbolos como el vino eucarístico, el dogma fundamental de la Resurrección y la comunión con ágapes funerarios (Figura 174).

XII.3.5. Otros usos.

Recientemente, un grupo de investigadores estadounidenses han descubierto en la localidad israelí de Gesher Benot Ya'aqov un yacimiento de más de 790.000 años cercano a un lago, con restos de madera de vid silvestre quemada, junto con otras especies arbustivas utilizadas por el hombre primitivo para hacer fuego, convirtiéndose así en la primera evidencia del descubrimiento de fuego en toda Europa y Asia (SCHMID, 2004).

Algunos autores antiguos como Plinio, en su libro 14º, capítulo 1º citaban, refiriéndose a la madera de vid silvestre (ÁLVAREZ, 1825):

Vemos en Populonia, una estatua de Júpiter hecha de un solo trozo de ésta madera, y que después de muchos siglos está exenta todavía de todo indicio de destrucción. Los templos de Juno en Patera, en Mascilia (Marsella) y Metaponto estaban edificadas sobre columnas de vid, y todavía hoy las escaleras por donde se sube á lo alto del templo de

Diana en Efeso son de una vid de Chipre; no hay madera más durable que ésta.

Según VIARD (1892), la catedral de Rávena (Italia) posee unas puertas construidas con maderas de vides silvestres, y sus tablas miden, aproximadamente, 4 metros de altura, así:

La madera de vides silvestres pasaba por ser indestructible y los antiguos la destinaban á fabricar las puertas y las escaleras de sus templos ó para las estatuas de sus dioses.

Según refiere QUER (1784), otro de los usos era el siguiente:

Los mismos sarmientos de las Parras silvestres, o no podadas, se tuercen para formar maromas, que sirven de amarras para las barcas, para las redes de pescar, y para otros muchos objetos.

Se ha podido constatar que las parras del Parque Natural de los Alcornocales eran empleadas hasta hace unos 15 años para fabricar aros para las nasas de pesca empleadas en Barbate (OCETE *et al.*, 2004).

XII.3.6. Usos de vides silvestres por los indios americanos.

Las sociedades nativas californianas tienen una rica historia en lo que se refiere a usos tradicionales de su vid silvestre, *Vitis californica*, ya que, al igual que ocurría en Europa con nuestra especie silvestre, *Vitis sylvestris*, hace algunos cientos de años cubría vastas extensiones de California formando una pared de hojas y sarmientos a lo largo de los bosques de ribera de Central Valley (MURPHEY, 1990).

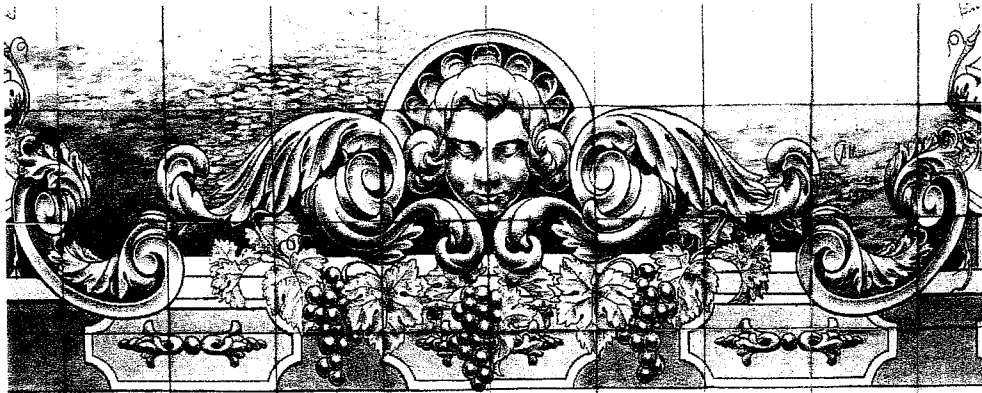
Según STRIKE (1936), algunas tribus como los Patwin, utilizaban los sarmientos de vid silvestre para hacer sus cestas (Figura 175). Los sarmientos también eran utilizados para construir trampas de pesca de pulpo, y al igual que ocurría en Andalucía con los antes mencionados aros para las nasas de pesca. Según este autor, otro uso importante era el de servir como recubrimiento interior de las paredes de viviendas y graneros. También eran útiles para atar los paquetes de cañas usados en la construcción de las canoas.

Estos indios utilizaban también la sabia que brota durante la etapa de *lloro*, comentada anteriormente, como aguas medicinales. En este aspecto, el uso más curioso de esta bebida era el aliviar la lujuria o pasión excesiva en las mujeres (MEAD, 1972).

Todas las partes de la vid silvestre californiana, a excepción de las raíces, son comestibles, aunque los sarmientos pueden causar reacciones alérgicas. Los indios Cahuillas tenían en su dieta uvas silvestres frescas o pasas, y también se utilizaba para hacer una bebida fermentada, al igual que en Europa (BEAN, 1972). La vid silvestre de California todavía se conserva en algunos bosques de ribera y acantilados.



Figura 175.- India Patwin con cesto fabricado con sarmientos de *Vitis californica*.



**XIII.- EL CULTIVO *IN VITRO* DE VID
SILVESTRE**

XIII.- EL CULTIVO *IN VITRO* DE VID SILVESTRE.

XIII.1. INTRODUCCIÓN

XIII.1.1. Conceptos generales y breve reseña histórica.

La técnica de cultivo *in vitro* de tejidos vegetales o cultivo de parte o la totalidad de una planta sobre un medio nutritivo bajo condiciones estériles y aisladas en tubos de vidrio o plástico (Wit), tiene multitud de aplicaciones, tanto a nivel de investigación básica, como para múltiples usos prácticos. Entre éstos últimos, la producción de plantas genéticamente idénticas, fisiológicamente uniformes, normales desde el punto de vista del desarrollo y libres de patógenos que, además puedan aclimatarse en un corto período de tiempo y con relativo bajo costo, es ampliamente utilizado en la actualidad, llegando incluso a constituir una metodología propia definida como *micropropagación*.

La micropropagación consiste en tomar de la planta madre un órgano o un trozo de éste, que se denomina "explanto", y bajo condiciones asépticas, someterlo a sucesivos cultivos *in vitro* hasta obtener nuevas plantas semejantes a la inicial. Esta técnica, al igual que el cultivo *in vitro* de tejidos vegetales, del que, como se ha indicado forma parte, se basa en los principios de autonomía y totipotencia celular de la célula vegetal, entendiendo por totipotencia la capacidad de la célula vegetal nucleada de regenerar parte de la planta (raíz, tallo, hojas, órganos) o una nueva planta completa semejante a la de procedencia.

Desde mediados del siglo XIX, se han venido realizando estudios

en este sentido con mas o menos éxito, pero fue White en 1932 el que logró el primer cultivo *in vitro* utilizando en sus experimentos ápices de raíces de tomate y de ahí en adelante se ha utilizado esta técnica para multiplicar un gran número de especies. Por otro lado, este método contribuye a preservar las especies en peligro de extinción y a mejorar sus características, seleccionando las más tolerantes a factores bióticos y abióticos.

MOREL y MARTIN, en 1952, trabajando con meristemos apicales de dalia, iniciaron el empleo de esta técnica en el campo aplicativo. Descubrieron la autonomía del meristemo apical respecto a la organización de la planta completa. Encontraron, además, una diversa intensidad de infección viral en los distintos tejidos de la planta, que resultó ser mínima en los meristemos, lográndose, mediante cultivo *in vitro* de los mismos, plantas libres de virus.

En 1957, SKOOG y MILLER descubrieron el papel fundamental de la interacción auxina citoquinina sobre la formación de raíces y yemas.

En 1962, MURASHIGE y SKOOG encontraron un medio de cultivo, que con ligeras modificaciones según los casos, resultó adecuado para la mayoría de la plantas.

XIII.1.2. Ventajas e inconvenientes de la micropropagación.

A las ya señaladas anteriormente, hay que añadir una serie de ventajas que la técnica de micropropagación posee sobre la propagación convencional, entre las que se pueden destacar:

- La multiplicación *in vitro* es masiva y más rápida.

- A veces es posible propagar especies en condiciones controladas, que no pueden multiplicarse en forma tradicional, como muchas leñosas. Esto es posible debido al efecto del rejuvenecimiento, que se ve muy favorecido por el cultivo *in vitro* al partir de un material mas juvenil.
- El crecimiento de las plantas propagadas *in vitro* es frecuentemente más vigoroso que el de las multiplicadas *in vivo*. Esto se debe al rejuvenecimiento citado, al hecho de que las plantas *in vitro* se encuentran libres de enfermedades y, sobre todo, a las condiciones óptimas de nutrición, iluminación y temperatura.
- Utilizando el cultivo *in vitro* es posible, conseguir una multiplicación libre de enfermedades, bien por una rigurosa selección del material inicial, o bien liberando a este material de las mismas mediante técnicas específicas de esterilización.
- El material cultivado en vitro es muy homogéneo.
- La multiplicación *in vitro* es independiente de la época del año, debido a que se trabaja en condiciones ambientales controladas.
- La cantidad de material inicial es relativamente pequeña, lo que permite realizar una cuidadosa selección del mismo y causar menos daños a especies protegidas a conservar mediante micropropagación.
- El ahorro de espacio respecto de los sistemas tradicionales.
- La conservación y estabilidad del material genético.
- La facilidad de transporte e intercambio de material vegetal.

Dentro de los inconvenientes de la micropropagación se deben señalar:

- La dificultad de conseguir buenos resultados en la transferencia de las plantas desde el tubo de ensayo al suelo, debido a la

deshidratación del material fuera del recipiente de cultivo o a la acción de patógenos, a los que la planta recién trasplantada es mas vulnerable.

- La posible variación genética respecto al material de partida en determinados casos, sobre todo si se usan reguladores de crecimiento demasiado agresivos en este sentido, como 2,4 D, o material vegetal poco diferenciado y, en consecuencia, menos estable genéticamente.
- Además existe el riesgo, siempre presente, de contaminación del material dentro del recipiente de cultivo

XIII.1.3. Fases del proceso de micropropagación.

La micropropagación puede dividirse en varias fases (DEBERGH, 1986), que pueden concretarse como sigue:

Fase 0: Preparación del material madre

Antes que el cultivo *in vitro*, como tal, comience la planta original debe presentar las mejores características agronómicas y sanitarias, para contar con un material de partida en las condiciones mas favorables posibles. En general, se comportan mejor los explantos si proceden de plantas madres cultivadas en invernadero. El tratamiento correcto del material inicial es mantenerlo libre de enfermedades. Se debe tener en cuenta el tamaño del explanto inicial, a mayor tamaño mayor posibilidad de éxito en su desarrollo, mayor riesgo de contaminación, y mayor preservación de la variabilidad genética. El tipo de órgano, edad y posición de la planta produce diferentes respuestas en el cultivo posterior. En consecuencia, la edad y calidad de la madre y el buen estado fisiológico del explanto determina de forma importante el éxito del cultivo.

Fase 1: Establecimiento del cultivo aséptico

Esta fase recoge, por un lado, el aislamiento estéril de los explantos que, como se indicó anteriormente, se puede definir como trozo de tejido u órgano que se separa de la planta para iniciar un cultivo o subcultivo y, por otro, la siembra de éstos *in vitro*. El fin de la misma es conseguir un desarrollo del explanto que se quiere multiplicar libre de todo tipo de microorganismo (hongos y bacterias). Existen cuatro fuentes de infección: la planta (contaminación externa o superficial e interna o endógena), el medio de cultivo, el aire (microorganismos en suspensión), y el operador. No obstante, el factor determinante es el material vegetal de partida, ya que debe estar bien esterilizado antes de su aislamiento *in vitro* y, además, no sufrir con los tratamientos esterilizantes un daño excesivo que le impida su normal crecimiento posterior. En consecuencia, esta etapa se considera satisfactoria si un número adecuado de explantos sobrevive sin contaminación y permite un crecimiento rápido de la planta.

Los principales métodos de eliminación de las fuentes de infección son:

Además de prevenir la contaminación excesiva de la planta de partida evitando ambientes de alta humedad y temperatura, que facilitan el desarrollo de hongos y aislándola así de otros parásitos, para la eliminación de microorganismos del material vegetal se usan rutinariamente determinados productos químicos, como hipoclorito de sodio (lejía comercial), hipoclorito de calcio, mercurobutol, bicloruro de mercurio, productos bactericidas y fungicidas, etanol a 70-80° y agua oxigenada. Generalmente se utiliza etanol durante unos segundos y algún otro de los citados en sucesivas etapas.

Para la esterilización del medio de cultivo y otros utensilios usados en el manejo del material, se usa el calor húmedo a presión en autoclave (120°C y 1 atm) durante determinados tiempos de esterilización que dependen del volumen de material a esterilizar.

Tanto en esta fase como en las posteriores, hasta el trasplante de la planta obtenida a suelo, se requiere para la manipulación del material la utilización de cabinas denominadas de flujo laminar provistas de sistemas de filtración de aire forzado. Este aire se hace pasar por filtros especiales que no permiten el paso de partículas cuyo diámetro sea superior a 0,22 μ . El flujo del aire origina una presión que impide el acceso de aire contaminado desde el exterior al interior de la citada cabina.

Fase 2: Multiplicación propiamente dicha.

Esta fase se orienta a conseguir la multiplicación de órganos y estructuras capaces de dar lugar a nuevas plantas completas sin perder la estabilidad genética.

Los brotes producidos en esta etapa se consideran “propágulos” para originar nuevas plantas.

La mayoría de las investigaciones realizadas sobre esta fase se han centrado en establecer el nivel óptimo de sales orgánicas, vitaminas, reguladores de crecimiento y de otros aspectos químicos del medio de cultivo para el desarrollo óptimo de una determinada especie o variedad. Un medio de cultivo es una solución acuosa que contiene una parte mineral, que aporta al mismo N, P, K, Ca, S, Mg, Fe, Zn, B, Mn, Cu, I, Co, Ni, Al y Mo, y otra orgánica (azúcares, vitaminas, aminoácidos y reguladores de crecimiento). Esta solución acuosa está solidificada en la mayor parte de los casos con agar, que necesita un calentamiento hasta ebullición durante algunos minutos para poder disolverse y al enfriarse se solidifica.

Los minerales presentes en el medio de cultivo pueden usarse por los tejidos y células de las plantas como ladrillos para la síntesis de moléculas orgánicas o como catalizadores en reacciones enzimáticas. Los

iones de las sales disueltas juegan un importante papel en el transporte de moléculas por la planta, en la regulación osmótica y en el mantenimiento del potencial electroquímico de la misma. Así el nitrógeno, azufre y fósforo son componentes de las proteínas y de los ácidos nucleicos. El primero se encuentra bien como amonio, que se almacena principalmente en la raíz como nitrógeno orgánico, bien como nitrato, que puede transportarse vía xilema a otras partes de la planta, donde participa en la asimilación del nitrógeno. El nitrato puede almacenarse en las vacuolas de la célula y desarrolla una importante función en la osmorregulación y balance aniónica en la planta. En consecuencia, se añaden al medio de cultivo en ambas formas (NH_4^+ o NO_3^-) cuidando de encontrar el balance mas adecuado entre ambas (Pierick, 1990). El fósforo se toma por las raíces en forma de $\text{H}_2\text{PO}_4^{2-}$, es decir al contrario que para nitrato y sulfato en forma no reducida. Puede estar presente en la planta como fosfato inorgánico (Pi) o en forma esterificada vía grupo OH o átomo de carbono (C-O-P). El azufre se toma por la raíz en forma de SO_4^{2-} de forma relativamente lenta. Como el nitrato, el sulfato debe reducirse antes de su uso en la fotosíntesis quedando como sulfato reducido contenido en aminoácidos, proteínas y enzimas.

El magnesio y muchos microelementos son parte esencial de las enzimas y orgánulos celulares y son igualmente importantes en la catálisis de varias reacciones. El calcio y el ácido bórico se encuentran principalmente en la pared celular y especialmente el primero tiene mucha importancia en la estabilización de biomembranas, ya que una escasez de Ca^{2+} da como resultado un incremento del escape de compuestos de bajo peso molecular fuera de la membrana alcanzándose, con una deficiencia severa en este elemento, la total desintegración de la misma. La estabilización se alcanza mediante interacción de estos iones calcio con los fosfatos, grupo carboxilato de los fosfolípidos y proteínas presentes en la membrana. No se conocen enzimas que contengan o se activen por boro, sin embargo sí existen indicaciones de que los complejos cis-diol borato

pueden formarse con componentes presentes en o sobre las membranas. La formación de esos compuestos significa actividad de las enzimas ligadas a membrana. Las funciones del boro son principalmente extracelulares, el elemento está involucrado en la lignificación de la pared celular y diferenciación del xilema. El potasio y el cloro, por el contrario, son importantes en la regulación osmótica, para el mantenimiento del potencial electroquímico y para la activación de un amplio número de enzimas. El potasio, catión monovalente, tiene alta movilidad en la planta, tanto a nivel celular, como a través de largas distancias por el xilema y floema. El K^+ está presente en concentraciones muy altas en el citoplasma, entre 100 y 200 mM y en los cloroplastos entre 20 y 200 mM. En la extensión celular y en otros procesos regulados por la turgencia de K^+ , el ion sirve como neutralizante para iones solubles y para mantener la acidez ideal para la mayoría de las enzimas. El ion potasio tiene un importante papel en regulación de la presión osmótica del citoplasma. Por último, el potasio es esencial para la activación de muchos enzimas, más de 50 en la planta, mediante cambios conformacionales en la estructura de las mismas.

Las primeras composiciones minerales usadas fueron las de KNOP (1884) y WHITE (1943). No obstante, como ya se ha indicado, la de uso más generalizado es la de MURASHIGE y SKOOG (1962), rica en amonio, P y S.

El azúcar es un componente muy importante en cualquier medio nutritivo, para el crecimiento y desarrollo en medio controlado, ya que, aunque los explantos cultivados *in vitro* son verdes por poseer clorofila, su función fotosintética está muy reducida, debido, de un lado, a que los tejidos aún no cuentan con los enzimas necesarios y no son suficientemente autotróficos y, de otro, que el crecimiento tiene lugar a intensidades lumínicas subóptimas o incluso en oscuridad. También la concentración de CO_2 en el tubo de ensayo puede ser un factor limitante para la fotosíntesis (GIBSON, 1967; SERRET *et al.*, 1997) y en la práctica es muy difícil y caro

suministrar anhídrido carbónico. A veces, como resultado de un intercambio gaseoso pobre, la concentración de CO₂ en los tubos o recipientes puede llegar a ser demasiado alta y hacerse tóxica (KOZAI *et al.*, 1997).

Generalmente se usa sacarosa (FUJIWARA *et al.* 1987) a una concentración de 1-5%, debido a que también este azúcar se sintetiza y se transporta de forma natural por las plantas. Así, el empleo de este disacárido es frecuente, tanto en micropropagación, como en el cultivo *in vitro* en general (CHEN *et al.*, 2003 para cultivo de anteras de lino; CALAMAR *et al.*, 2002 para mejorar la emisión radicular en manzano; ALIX *et al.*, 2001 para la inducción de tuberización *in vitro* de patata, etc). No obstante, algunos autores, para la micropropagación de algunas especies concretas recomiendan otros compuestos como fuente de carbono. CUENCA y VIEITEZ, (2000) indican el uso de glucosa (3-4%) mejor que el de sacarosa o fructosa para el desarrollo de brotes de especies de *Fagus*; LEMOS y BAKER (1998) sorbitol para regeneración de brotes internodales de *Annona muricata*; FAURE *et al.* (1998) recomienda manitol (300 mM) en el caso de regeneración de brotes en *Mentha piperita* o LEVA *et al.* (1994) y GARCÍA *et al.* (2002) usan este mismo polialcohol en concentraciones de (34 g^l⁻¹) y (15 g^l⁻¹) respectivamente en el desarrollo y posterior emisión radicular de brotes de olivo. En general, la concentración de la fuente de carbono depende mucho del tipo y edad del material vegetal; por ejemplo, los embriones muy jóvenes, aún inmaduros, requieren concentraciones de azúcar relativamente altas. Generalmente el crecimiento y desarrollo aumentan con la concentración de azúcar, hasta que se alcanza un óptimo, disminuyendo después para concentraciones muy altas. También la cantidad depende de ciertos procesos ligados íntimamente al cultivo *in vitro*, así, durante la esterilización en autoclave, los azúcares pueden sufrir cambios que se acentúan aún mas durante el propio desarrollo de la

planta en el medio controlado. Por ejemplo, la sacarosa sufre una hidrólisis debida a la acción de la invertasa de las paredes celulares (PIERICK, 1990), o por la acción de enzimas extracelulares (BURNSTROM, 1957; WESTON y STREET, 1968). MARETZKI *et al.* (1971) demostraron que la hidrólisis extracelular del almidón puede tener lugar durante el crecimiento de suspensiones celulares de azúcar de caña.

Trabajos realizados por THOMPSON y THORPE (1987) demuestran que la fuente hidrocarbonada del medio de cultivo no sólo desempeña una función nutritiva, sino que también ejerce un efecto importante sobre la morfogénesis a través de sus propiedades osmóticas. Se conoce que los potenciales osmóticos tienen gran influencia en las propiedades de las membranas, receptores hormonales, balances iónicos u hormonales y actividades de las ATP-asas, modulando, así mismo, la actividad mitocondrial.

Los azúcares secundarios (*mio-inositol*) mejoran la división celular y participan en la formación de la pared celular.

En cuanto a las vitaminas son fundamentales y, por tanto muy usadas, las del grupo B. Así la B1 (*tiamina*), mantiene los ápices caulinares y la B6 o *piridoxina* es importante en el metabolismo de los aminoácidos.

Los *reguladores de crecimiento* son compuestos orgánicos que, en pequeñas cantidades, inhiben, promueven o modifican algún proceso fisiológico que a su vez origina la inhibición o estímulo del crecimiento y la organogénesis, y, en consecuencia, son fundamentales en la micropropagación. Se clasifican en cuatro grandes grupos, según las características de su actividad fisiológica: auxinas, citoquininas, giberelinas y los inhibidores, sin embargo, se destacan los dos primeros, ya que la hipótesis más aceptada para explicar el modo de acción de los reguladores

de crecimiento en la organogénesis postula que dicho proceso está regulado por cambios en los niveles hormonales de auxinas y citoquininas. Los trabajos de SKOOG y MILLER en 1957 demuestran que la concentración relativa de auxinas y citoquininas exógenas regula la formación de órganos en cultivos de callo de médula de tabaco. De acuerdo con este modelo, la diferenciación de yemas vegetativas (caulogénesis) es promovida por balances auxina/citoquinina favorables a las citoquininas, mientras que los balances favorables a las auxinas inducen la formación de raíces (rizogénesis). En consecuencia, el manejo de las concentraciones de auxinas y citoquininas en los medios de cultivo permite controlar la organogénesis *in vitro* de muchas especies vegetales. Constituyendo además, la base de gran parte de los protocolos de propagación vegetativa *in vitro* o micropropagación existentes en la actualidad.

Las auxinas afectan al crecimiento y división celular produciendo la elongación de células y la expansión de los tejidos, intervienen en la formación de callo y raíces adventicias, inhibición de la formación de brotes axilares y adventicios. Con una baja concentración de auxina predomina la formación de raíces adventicias, mientras que con altas concentraciones de auxina no se producen raíces y tiene lugar, en cambio, la formación de callo (PIERIK, 1990). Dentro de las más usadas están: ácido indol 3-acético (AIA), ácido naftalen-acético (ANA), y ácido indol-butírico (AIB).

Las citoquininas, inducen la citocinesis, provocan la neoformación de yemas adventicias, suprimen la dominancia apical y retardan el envejecimiento. Tienen una acción estimulante de la morfogénesis. Las más usadas son la *zeatina* (N-(3-oximetil-2-butenil)-adenina), isopentiladenina 2 iP, BA o BAP (6-benciladenina o bencilaminopurina) y kinetina (6-furfurilaminopurina).

El pH idóneo está considerado entre 4.5 y 7 (PIERIK, 1990). Cuando

es muy bajo disminuye la actividad del ácido giberélico, AIA, pantotenato de Ca y vitamina B1 (BUTENKO, 1968).

Además del medio de cultivo, en esta fase de multiplicación y en la de inducción radicular, son fundamentales las condiciones ambientales donde se cultivará el material vegetal. En consecuencia, la determinación de parámetros como iluminación y temperatura se considera de gran importancia. Las necesidades de luz se pueden descomponer en dos parámetros: la intensidad y la duración de la iluminación.

La intensidad (potencia luminosa por unidad de superficie) viene expresada en $\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$, y habitualmente, en las salas de cultivo de tejido, varía de a 20 a 30 con una utilización muy corriente de $25 \mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$. Se sabe que una baja intensidad favorece la formación de callo, mientras que una intensidad alta fortifica y desarrolla los tallos.

En cuanto a la duración de la iluminación, en la práctica la mayor parte de los cultivos *in vitro* se desarrollan con un fotoperíodo de 16 a 18 horas/día (PIERIK, 1990).

La temperatura de las cámaras de cultivo de tejidos vegetales está habitualmente regulada de forma constante a 24-26°C. La temperatura real del tejido en el interior de los recipientes puede ser superior de 1 a 3°C a la de la cámara, debido a la radiación lumínica (KOZAI *et al.*, 1997).

La humedad de la cámara no se regula, debido a que al estar el recipiente de cultivo cerrado de manera casi hermética, la humedad relativa en su interior es muy elevada (KOZAI *et al.*, 1997), no precisando control exterior.

Fase 3: Preparación y desarrollo de las "plántulas" *in vitro* para su

posterior transferencia a tierra.

El objetivo de esta fase es mantener un alto porcentaje de "plántulas" vivas después de la salida del recipiente de cultivo, debido a que concluida la fase 2, estas plántulas son pequeñas y en la mayoría de los casos sin raíz y, en consecuencia, incapaces de soportar las condiciones en suelo.

DEBERGH y MARENER (1981) subdividen esta fase 3 en:

- 3.a) elongación de las plántulas formadas en la fase 2.
- 3.b) enraizamiento *in vitro* o *ex vitro* de las plántulas crecidas en 3.a.

La inducción de la emisión radicular obliga a modificar en la mayoría de los casos el balance auxinas-citoquininas del medio de cultivo en favor de las auxinas. Esto significa, como se indicó anteriormente, un frenado en la inducción de brotes axilares y de la elongación del tallo.

XIII.1.4. Micropropagación mediante cultivo de yemas apicales y axilares.

La organogénesis a partir de órganos bien diferenciados (yemas apicales o axilares y posterior inducción de raíces), es decir, la micropropagación o propagación *in vitro*, sin pasar por la formación de un callo, es el proceso donde convergen buena parte de los trabajos aparecidos en la última década en el ámbito forestal, ya que se acrecienta la posibilidad, ya descrita, de obtención de un elevado número de plantas sanas en poco tiempo y en un espacio reducido, preservando al máximo la estabilidad genética de las mismas respecto a la madre usada de partida.

Cuando se utiliza el método de las yemas apicales y axilares, se aíslan éstas del tallo, se esterilizan si no proceden de condiciones controladas, y se siembran sobre un medio conteniendo citoquinina, con lo que se produce el crecimiento de los mismos y la inducción de nuevos brotes axilares. Una vez obtenido un número suficiente de tallos con sus brotes repitiendo varias veces el proceso (subcultivos), éstos pueden ser enraizados y las plántulas obtenidas trasplantadas al suelo.

Este método resulta más simple que otros métodos de multiplicación, la velocidad de multiplicación es relativamente alta, manteniendo la estabilidad genética y su crecimiento es óptimo. El uso de yemas apicales y axilares es frecuente en viveros y laboratorios de investigación, para la multiplicación de patrones y cultivares de diferentes especies vegetales de interés. Entre ellas se encuentra la vid, en la que se ha venido aplicando esta técnica desde hace tiempo (CHÉE y POOL, 1982; HARRIS y STEVENSON, 1982; BRENDEL, 1986; DELOIRE *et al.*, 1995; GREANAN, 1992; BLAZINA *et al.*, 1992 y HALOIR *et al.*, 1997). De forma específica, dentro de esta propagación rápida de la vid, varios autores han estudiado la optimización de la técnica, bien mediante adición de nuevos compuestos al medio de cultivo como tidiazuron (GRIBAUDO y FRONDA, 1990) o bien con la finalidad de mejorar alguna fase concreta del proceso como la rizogénesis (ROUBELAKIS *et al.*, 1991), o la aclimatación de la planta al exterior (RIQUELME 1991; RAVINDRA, 1995). En la totalidad de los trabajos anteriores, se indica, al igual que para un elevado número de especies, la necesidad, también en la vid, de una fase concreta de inducción y crecimiento radicular para el posterior paso a situaciones convencionales de crecimiento al exterior.

Uno de los avances mas substanciales en la micropropagación de la vid (Figura 175) se ha logrado con la aplicación por TRONCOSO *et*

al., (1990) (Tabla 25) de un medio de cultivo, derivado del usado por MURASHIGE y SKOOG (1962), modificando su contenido en nitrógeno, mediante reducción de KNO_3 de 1900 a 800 mg l^{-1} y de NH_4NO_3 de 1650 a 800 mg l^{-1} y añadiendo 300 mg l^{-1} de nitrógeno nítrico en forma de nitrato cálcico, inexistente en el citado medio de Murashige-Skoog. Además se efectuó una ligera variación en el suministro de manganeso en forma de sulfato de manganeso y adición de tiamina e inositol como única fuente de vitaminas. Todas estas variaciones unidas al balance de reguladores de crecimiento usado, en concreto $0,072 \text{ mg l}^{-1}$ de BAP y $0,024 \text{ mg l}^{-1}$ de ANA, han inducido un desarrollo óptimo de plantas completas, es decir, con raíz, sin cambiar de medio de cultivo en un número elevado de variedades de vid. Así, el portainjerto 161-49 (VILLEGAS *et al.*, 1992); o las variedades de vino zalema (CANTOS *et al.*, 1993); Palomino Garrido Fino (PANEQUE *et al.*, 1999) y Pedro Ximénez (CANTOS *et al.*, 2000) o en la vid silvestre (OCETE *et al.*, 1999, 2002, 2003) han emitido raíces de buena calidad en el medio indicado en la fase de multiplicación (Tabla 25). También se ha ensayado con éxito este medio en la obtención de injerto *in vitro* de vid (CANTOS *et al.*, 1995); selección de plantas de vid tolerantes a estrés salino (TRONCOSO *et al.*, 1999) o tratamientos para combatir virosis en la vid, usando quimioterapia *in vitro* (WEILAND *et al.*, 2003) o para su total eliminación mediante cultivo de meristemas apicales en combinación con la termoterapia *in vitro* (TRONCOSO *et al.*, 2003).

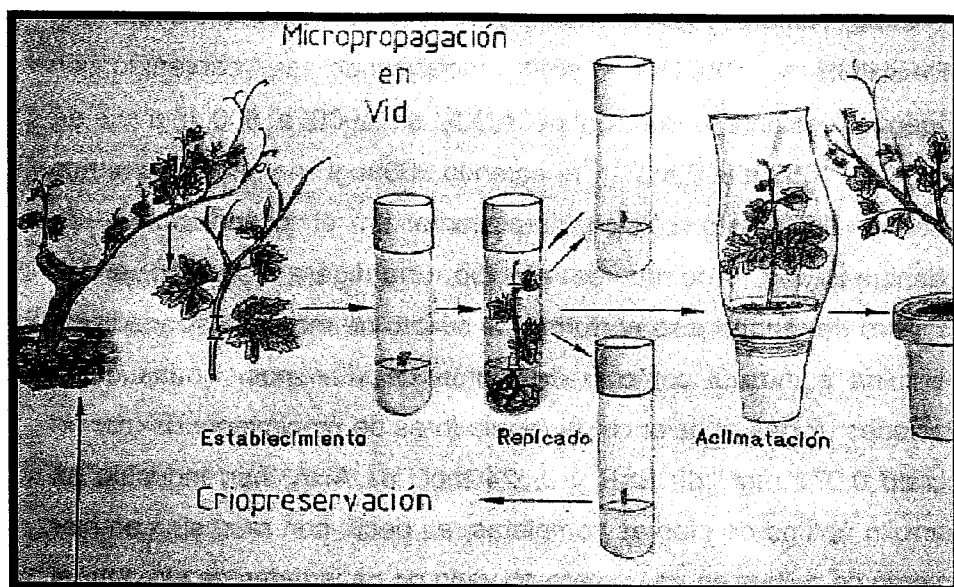


Figura 176.- Esquema de la micropropagación y conservación de vid *in vitro*. Emisión de raíz en el propio medio de multiplicación (Dibujo Dr. Carretero Montero).

XIV.2. MATERIAL Y MÉTODOS

De 18 poblaciones de vid silvestre localizadas y caracterizadas en su hábitat (OCETE *et al.*, 2004) (Tabla 25), se tomaron sarmientos a los que se le quitaron las hojas, se limpiaron y se colocaron en contenedores con una solución de sacarosa 2%. Los contenedores con las estaquillas se depositaron en una cámara de crecimiento con un fotoperiodo de 18 horas de luz y con una intensidad luminosa de $111 \mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$ suministrados con tubos fluorescentes luz día (Phyllips TL 40w/54 Rs). De los brotes producidos (Figura 177) se prepararon trozos de 3-4 cm de longitud con varias yemas, que una vez esterilizados con etanol 70% durante 3 minutos



Figura 177.- Brotaciones de estaquillas de vid silvestre.

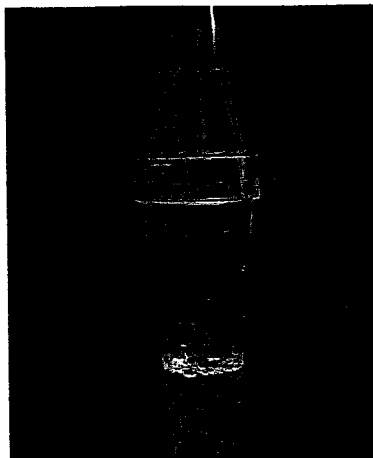


Figura 178.- Vid silvestre en medio con sacarosa.

e hipoclorito sódico 3,5% de cloro activo durante 30 minutos con agitación, y posterior lavado con agua estéril, se dividieron en explantos unidodales de aproximadamente 1 cm de longitud. Estos explantos se sembraron, bajo cámara de flujo laminar tipo TELSTAR AH-100, en tubos monouso de policarbonato "De Wit" ya estériles mediante radiación gamma (DUCHEFA, ref. W1607) (Figura 178) de 40 cc de volumen. A cada uno de ellos se añadieron, también bajo cámara de flujo y previamente a la siembra, 8 cc de medio VID (TRONCOSO *et al.*, 1990) (Tabla 25) conteniendo 25 gl^{-1} de sacarosa, 0,072 mg^{-1} (0.32 μM) de BAP y 0.024 (0,13 μM) mg^{-1} de ANA, todo ello sobre agar 0,6% a pH 5.7, y luego esterilizado en autoclave (SELECTA AUTOESTER G), durante 20 min., a una temperatura de 121°C y 1 atm de presión. La incubación de los explantos se realizó a $24\pm 2^\circ\text{C}$ con $30 \mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$ de iluminación y 16 h. de fotoperíodo.

Tabla 24.- Descripción de las poblaciones estudiadas.

POBLACIONES	NOMBRE CORTO	PROVINCIA
11/Alcalá de los Gazules/3	Ca2	CADIZ
11/Los Barrios/2	Ca6	CADIZ
11/Jerez de la Frontera/2	Ca7	CADIZ
11/Zahara de la Sierra/1	Ca10	CADIZ
14/Montoro/1	Co1	CORDOBA
14/Córdoba/3	Co3	CORDOBA
14/Montoro/2	Co6	CORDOBA
14/Montoro/3	Co7	CORDOBA
14/Montoro/4	Co8	CORDOBA
14/Rute/1	Co9	CORDOBA
14/Villaviciosa de Córdoba/2	Co11	CORDOBA
21/Almonte/3	Hu3	HUELVA
21/Cumbres de San Bartolomé/1	Hu6	HUELVA
23/Santa Elena/1	J1	JAEN
23/Guarromán/1	J2	JAEN
23/Guarromán/2	J3	JAEN
29/Antequera/1	Ma1	MALAGA
41/Guillena/1	Se1	SEVILLA

Como se observa en la tabla están representadas todas las provincias andaluzas, a excepción de Granada donde recientemente se ha encontrado una población, no incluida por falta de tiempo para su

caracterización y Almería donde hasta la fecha no se ha hallado ninguna población de vid silvestre.

De las plantas obtenidas *in vitro* de cada una de las poblaciones, se fueron realizando sucesivos subcultivos de explantos de 1 cm de longitud y con una yema, en un medio de cultivo similar al citado y bajo las mismas condiciones anteriores, hasta alcanzar un número superior a las 100 plantas en prácticamente todas las poblaciones, excepto en S1 con 99, CA10 con 98 y J3 con 94 (Tabla 26). De cada uno de estos subcultivos y siempre conociendo la población de la que se trataba, se realizaron a los treinta días desde su inicio las siguientes medidas: Porcentaje de supervivencia, longitud del tallo, número de brotes laterales, número de yemas, porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de éstas.

Tabla 25.- Composición del medio de cultivo vid. (TRONCOSO et al., 1990)

MACRONUTRIENTES			
		mg/l	mM
Nitrato potásico	KNO ₃	800	7,91
Nitrato cálcico	Ca(NO ₃) ₂ 4H ₂ O	300	1,27
Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	800	10,00
Fosfato ácido de potasio	KH ₂ PO ₄	170	1,25
Sulfato de magnesio	MgSO ₄ 7H ₂ O	370	1,50
Sulfato de hierro	FeSO ₄ 7H ₂ O	27,1	0,097
EDTA Na ₂ EDTA		37,3	0,10

MICRONUTRIENTES

mg/l μM

Sulfato de manganeso	MnSO ₄ H ₂ O	0,85	5,0
Acido bórico	H ₃ BO ₃	6,2	100,0
Sulfato de zinc	ZnSO ₄ 7H ₂ O	8,6	30,0
Molibdato de sodio	Na ₂ MoO ₄ 2H ₂ O	0,25	1,03
Sulfato de cobre	CuSO ₄ 5H ₂ O	0,025	0,100
Cloruro de cobalto	CoCl ₂ 6H ₂ O	0,025	0,105

VITAMINAS

	mg/l	µM
Tiamina	1	2,96
Mioinositol	100	555,00

REGULADORES

BAP	0,072 mg/l	0,32 µM
ANA	0,024 mg/l	0,13 µM

Agar	0,6%
pH	5,7

XIV.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la Tabla 26 se indican los valores de los parámetros usados para la evaluación de la micropropagación de explantos, de las diferentes poblaciones de vid silvestre tras 30 días de cultivo *in vitro*.

El porcentaje medio de supervivencia (explantos transformados en planta) es elevado, (77,42%) lo que indica que, en general, existe una buena respuesta de la vid silvestre a la propagación *in vitro*. No obstante, se encuentran poblaciones cuyos explantos han respondido mejor que otros a las condiciones de cultivo. El material procedente de CO8 y J2

presenta los tantos por ciento (93 y 92,2% respectivamente) mas altos de formación de plantas. Le siguen CO7, CA10 y CO1 con, respectivamente, 89,3, 87,1 y 83,9% sin diferencias estadísticas con los primeros. MA1 con 81,1% es igual estadísticamente a los anteriores, pero distinta a CO8 y J2. A continuación, CO6 y CO9, ambos con 80,5%, HU3 (78,9%), CA6 (78,2%), J1 (76,2%) y J3 (73%) iguales estadísticamente a CA10 y CO1 y distintos a los restantes anteriores. Después, CA20 (68,8%); HU6 (66,6%) y SE1 (64,9%) iguales estadísticamente entre sí pero con distintas diferencias en relación con grupos anteriores (Tabla 26). Por último, CA2 con 57,3% tan solo igual estadísticamente a SE1, CO11 y HU6.

La longitud media alcanzada por el tallo a los 30 días de cultivo en tubos de Wit es, en el conjunto de las poblaciones estudiadas, de 4,78 cm. Es decir, todas las plantas crecen de manera adecuada, aunque, como se observa en la citada tabla, se encuentran diferencias ($p \leq 0.01$) entre las distintas poblaciones. La cifra mas baja la presenta MA1 con 2,44 cm. Tienen valores estadísticamente iguales a éste CO1, J3, CO3, HU6, J1, CO11, CO8, CO6, CO9, y CA2 con longitudes comprendidas entre 3,5 cm de CO8 y CO6 y 5,3 cm de HU6 y CA6. Los índices más altos los presentan SE1 con 5,5 cm; J2, 5,46 cm; CO7, 5,4 cm; CA10, 7 cm; CA20, 5,5 cm; CA6, 5,3 cm y HU3 con 6.1 cm, todos distintos a MA1, pero similares al resto.

Como se observa en la Tabla 26 todas las plantas producen brotaciones laterales, con media total de 1,41 brotes por unidad. La cifra más baja (1,1) la presentan las plantas de CO9. Valores algo mas altos que este pero iguales estadísticamente considerados lo tienen CA2, (1,21); CA6, (1,45); CA10, (1,6); CA20, CO1 y HU6 con 1,3; CO3 y J3 ambas con 1,5; CO6, (1,2); CO8 y CO11 ambas con 1,5; HU3, (1,2); J1 y J2 ambas con 1,4 y MA1 con 1,56. Por último, forman brotes en número superior a CO9, SE1 y CO7 con 1,6 y 1,7 brotes por planta respectivamente. La formación de brotes laterales es un aspecto interesante de la micropropagación ya que puede aumentar el factor de propagación y facilita el uso de un tallo completo (nudos y entrenudos) y no solamente una yema axilar aislada, de más difícil supervivencia y que, en cualquier caso, requiere un mayor tiempo para su desarrollo posterior hasta llegar a ser una planta completa.

El número medio de yemas por planta es muy elevado, cercano a 9 como media del total de las plantas micropropagadas (Tabla 26). En este caso, igual a lo que ocurre en los parámetros anteriores, también se encuentran diferencias importantes ($p < 0.01$) entre las plantas de las diferentes poblaciones. Destaca el elevado número de yemas en las plantas de las poblaciones CA10, HU3, CO3 y CO7 con 14; 12,8; 12,2 y 11,9 yemas por planta respectivamente. El valor mas bajo (4,07 yemas/planta es el de MA1) que es estadísticamente diferente de los anteriores. Entre estos dos extremos están las plantas de CA2, CA6, CA20, CO1, CO6, CO8, CO9, CO11, HU6, J1, J2, J3 y SE1, que no se pueden diferenciar al nivel estadístico aquí considerado. Hay que destacar el hecho de que el número de yemas está altamente correlacionado ($r = 0,8527$ $p < 0,01$) con la longitud del tallo. Esto indica un desarrollo adecuado de la parte aérea con yemas distribuidas uniformemente, sin entrenudos excesivamente largos lo que daría origen a fenómenos de etiolación, que harían pensar en unas condiciones, especialmente de

iluminación, poco adecuadas por insuficientes.

El porcentaje de plantas enraizadas directamente en medio de cultivo VID de crecimiento es muy elevado, 87,14% en el total de la prueba. Esto, vuelve a indicar, para la vid silvestre, lo ya puesto de manifiesto para otras variedades de vid en otros trabajos (CANTOS *et al.*, 1993; TRONCOSO *et al.*, 1999), es decir, la idoneidad nutricional de dicho medio, tanto a nivel de micro y macronutrientes, como respecto al balance de reguladores, para el desarrollo en una misma fase de la parte aérea y radicular. Sin embargo, a pesar de este alto nivel general de emisión radicular, a nivel estadístico ($p < 0.01$) se observan algunas diferencias entre las poblaciones como se indica en la Tabla 26. Las de mayor capacidad de emisión radicular son las plantas de las poblaciones CA20, CA10 y CA6 con un 99,3, 98,6 y 98 % respectivamente de plantas con raíz. Les siguen muy de cerca y sin diferencias estadísticas, las de SE1 (97,8%); HU3 (96%); CO7 (94,9%); HU6 92,5% y J2 (92,2%). Las de menor capacidad para emitir raíces son CO9 (70,9%); CO3 (68,6%) y MA1 (63,8%).

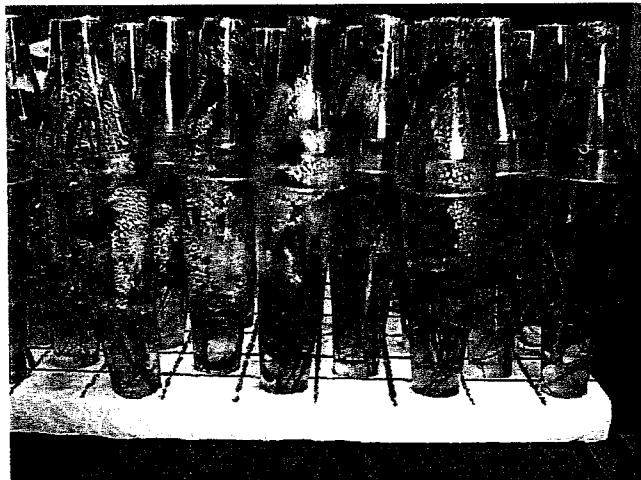


Figura 179.- Plantas de vid silvestre creciendo en medio VID.

En consecuencia, la vid silvestre en las condiciones de luz y temperatura y sobre todo, en el medio nutritivo usado, muestra una alta capacidad de enraizamiento. El tanto por ciento de plantas que han emitido raíz está altamente correlacionado ($r = 0,6727$; $p < 0,01$) con la longitud media del tallo y algo menos, aunque de manera significativa, con el número de yemas ($r = 0,5396$; $p < 0,05$).

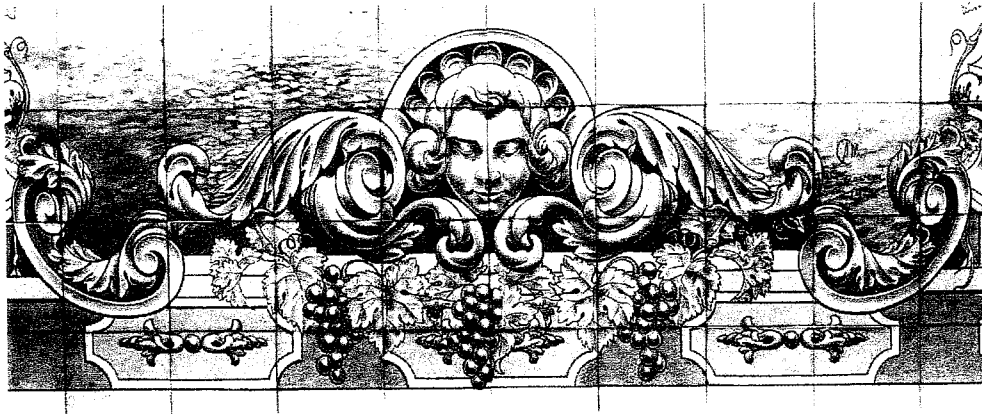
La calidad del sistema radicular inducido en las condiciones descritas, considerado como número y longitud de la raíz, es aceptable con una media de 3,77 raíces por planta y una longitud media de 6,34 cm. Como en los casos anteriores, en ambos parámetros también se encuentran diferencias significativas entre las plantas de las distintas poblaciones estudiadas (Tabla 26). No se encuentra, en el presente estudio, relación entre el número de raíces y su longitud ($r = 0,046$).



Figura 180.- Planta de vid silvestre *in vitro*.

En resumen, la vid silvestre muestra una respuesta muy positiva a la propagación mediante cultivo *in vitro* de yemas axilares y apicales, con factores de multiplicación reales próximos a 9 y en algunas ocasiones de 14 como en el caso de la población CA10. En todos los casos, aunque con diferencias entre los explantos obtenidos de las diferentes poblaciones, se obtienen plantas de una elevada calidad (Figura 179), con un sistema radicular de fácil inducción en la propia fase de multiplicación (Figura 180) y de alta

calidad, tanto en número de raíces como en longitud de las mismas. En consecuencia, se logran plantas buenas candidatas a tener pocos inconvenientes a la hora de acometer su



**XIV.- ESTRATEGIAS DE
CONSERVACIÓN PARA LA VID
SILVESTRE**

XIV.- ESTRATEGIAS DE CONSERVACIÓN PARA LA VID SILVESTRE.

XIV.1. INTRODUCCIÓN

La conservación de la biodiversidad de la flora silvestre es un tema que ha venido ganando relevancia de forma progresiva en nuestra sociedad, cada vez más consciente de su importancia como fuente de alimentos, aceites y lubricantes, resinas, ceras, colorantes, fibra, energía, sustancias aromáticas y principios medicinales, por su alto valor ornamental y ecológico como indicador y elemento restaurador de situaciones ambientales degradadas (PRANCE, 1997). Sin embargo, a pesar de este interés creciente por la diversidad de la flora silvestre, la actividad humana está ocasionando un progresivo deterioro de la misma. Según el World Conservation Monitoring Center (WALTER Y GILLET, 1998), el 12,5% del total aproximado de 250.000 especies vegetales conocidas se encuentra en peligro de extinción. En consecuencia, un gran número de especies están desapareciendo antes de ser identificadas o de que sus propiedades sean mínimamente evaluadas. Para IRIONDO (2001), en España, la situación es similar a la existente en el resto de países. Según datos del MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE (1999), el 12% de 9799 taxones de plantas vasculares presentes en España se encuentran en peligro de extinción. La percepción de la erosión genética como problema a escala planetaria no tuvo lugar hasta casi la mitad del siglo XX, y hasta mediados de los años sesenta, al descubrirse que el alto ritmo de desplazamiento de variedades primitivas cultivadas por la introducción de nuevos cultivares estaba llevando a un rápido estrechamiento de la base genética de las especies cultivadas (MAXTED

caso de conservación *ex situ*, se les suele denominar bancos de germoplasma *in vitro* o bancos de tejidos. Es éste, pues, un método, a veces único, para conservar especies con semillas recalcitrantes o con baja o nula producción de semillas fértiles o cuando, dado el escaso número de individuos de estas especies presentes en un hábitat determinado, no es recomendable su uso como material de partida para métodos de propagación convencionales. También resulta adecuado para mantener especies perennes, que presentan ciclos de vida muy largos, con producción de semillas al cabo de muchos años. O bien, para conservar líneas clonales con elevado grado de heterocigosis o especies silvestres, con poblaciones muy reducidas, donde la mera recolección de semilla puede afectar su supervivencia en la naturaleza.

Este tipo de colecciones posee las ventajas ya reseñadas para las técnicas de cultivo *in vitro* en general, como posibles pérdidas por ataques de patógenos, incidentes climatológicos o desastres naturales que se producen en las colecciones en campo. Permite la obtención de un elevado número de unidades en un corto tiempo y en un espacio reducido. También se facilita el intercambio y distribución de las colecciones entre instituciones de diferentes países por ser materiales libres de patógenos. Pero hay que señalar que este sistema también presenta inconvenientes, porque resultan costosas las instalaciones necesarias para su aplicación, origina una serie de problemas técnicos para los que es preciso contar con personal especializado que conozca los métodos que van a ser desarrollados y finalmente porque es necesario cuidar, de forma especial, que la estabilidad genética y el potencial regenerativo se mantengan.

Como se ha indicado en el capítulo anterior, el término cultivo *in vitro* se aplica a un conjunto de técnicas que se han desarrollado en los últimos años y que han resuelto numerosos problemas prácticos en el campo de la biotecnología vegetal. En síntesis se trata de una forma de

cultivar el material vegetal en condiciones asépticas, en medio sintético definido y bajo condiciones ambientales controladas.

Estas técnicas de cultivo de tejidos han sido aplicadas de forma extensiva en la conservación de recursos fitogenéticos de plantas cultivadas y recientemente han comenzado a ser utilizadas para especies en peligro de extinción.

Existen tres formas de mantener las colecciones *in vitro*:

- 1) **Mediante crecimiento continuo en condiciones normales.**
- 2) **Por crecimiento limitado, retardando el cultivo.**
- 3) **A través de crioconservación, suprimiendo todo crecimiento y metabolismo mediante temperaturas ultrabajas.**

En los tres casos, los protocolos de conservación *in vitro* se atienen a las siguientes etapas:

- a) obtención del explanto (capítulo 13).
- b) establecimiento del cultivo (capítulo 13).
- c) almacenamiento.
- d) recuperación de un cultivo viable.
- e) regeneración de plantas.

XIV.1.2. Almacenamiento bajo crecimiento continuo.

Para las colecciones *in vitro* mediante crecimiento continuo, se utilizan los métodos habituales de cultivo, es decir: iniciación en condiciones de asepsia; estimulación de la multiplicación y mantenimiento del crecimiento, mediante condiciones ambientales óptimas y cambios periódicos a medio de cultivo nuevo. Tiene la ventaja, ya discutida, de suministrar constantemente material apto para ser aclimatado a las condiciones de exterior, pero presenta la desventaja de aumentar los riesgos de contaminación, o de pérdida de la estabilidad genética, al depender de subcultivos frecuentes a medio nutritivo nuevo, riesgo que se incrementa con el uso en el sustrato de determinados reguladores de crecimiento que inciden a nivel metabólico sobre la estabilidad genética (variación somaclonal) (PHILLIPS *et al.*, 1994).

XIV.1.3. Almacenamiento bajo crecimiento limitado.

En las colecciones *in vitro* por crecimiento limitado, se trata de modificar las condiciones de cultivo de forma tal, que se reduzca el desarrollo y así se alargue el período de tiempo entre cambios sucesivos a medio nuevo (DODDS y ROBERTS, 1985; BENERJEE y LAVIGNE, 1985; GROUT, 1990; DORION *et al.*, 1994).

Esto puede conseguirse por: reducción de la temperatura y/o iluminación; alteración del potencial osmótico; desecación; modificación del medio nutritivo mediante la reducción de componentes esenciales para el crecimiento normal; o por incorporación de niveles subletales de retardantes del crecimiento.

La mayoría de los trabajos de conservación mediante crecimiento limitado publicados han utilizado la reducción de temperatura como factor esencial. En España las especies *Centaureum rigualii*, *Coronopus*

catalanicum, *Limonium dufourii*, *Limonium estevei*, *Limonium calaminare* y *Limonium gibertii* se han conservado a 5°C en medio MURASHIGE y SKOOG (1962) sólo o suplementado con 4,44 µM de BAP + 0,54 µM de ANA (IRIONDO y PÉREZ, 1991). Otros autores (CANTOS *et al.*, 1998), también han empleado temperaturas similares (4°C) y oscuridad para almacenar con éxito plantas de la especie *Atropa baetica*. Sin embargo, la elección de temperaturas bajas como medio de reducir el crecimiento, está sujeta a ciertas condiciones que dependen de la naturaleza de cada especie. Así, para especies de zonas templadas la inhibición del crecimiento *in vitro* puede darse entre 0 y 10°C; en tanto que en las especies tropicales, muy sensibles al frío, las temperaturas de menos de 15°C, pueden ser suficientes para provocar una inhibición total e irreversible en los tejidos.

XIV.1.4. Crioconservación.

Mediante la crioconservación se mantienen materiales vegetales a la temperatura del nitrógeno líquido (-196°C) o temperaturas próximas a ésta. Los pasos generales de este método son: elección del explanto y establecimiento de un cultivo estéril; tratamiento con un agente crioprotector; congelación y almacenamiento en nitrógeno líquido; descongelación y eliminación del agente crioprotector; determinación de la supervivencia de los cultivos después del proceso (FAHY *et al.*, 1984; TOWILL, 1990; TOWILL *et al.*, 1992; BENSON, 1994; MATSUMOTO *et al.*, 1995; CACCAVALE *et al.*, 1997). Este método difiere del de crecimiento limitado en el que los procesos metabólicos quedan totalmente paralizados en lugar de producirse a velocidad reducida. El problema radica en mantener viable el material vegetal, que se ha mantenido a tan bajas temperaturas y después devueltos a temperaturas normales. La preservación de germoplasma *in vitro* con los métodos de la

criobiología es un área relativamente nueva en la que se están realizando notables avances en los últimos años, pero en la que aún queda mucho camino por recorrer. Esta técnica puede ser una poderosa herramienta para conservar numerosas especies tropicales de gran valor, posibilitando el almacenamiento de cultivos por períodos indefinidos, con total garantía sobre su estabilidad genética. La aplicación de esta técnica al almacenamiento de especies amenazadas ha sido hasta el momento muy escasa. En España se ha experimentado con *Centaurea rigualii* y en *Antirrhinum microphyllum* (GONZÁLEZ BENITO y PÉREZ, 1994 a; GONZÁLEZ-BENITO *et al.*, 1997)

Una de las principales objeciones que se hacen a los diferentes modelos descritos de banco de germoplasma, es que conservan sólo parte de la variabilidad. Efectivamente, en ocasiones las colecciones están formadas por un pequeño número de individuos por especie. En otros casos, el muestreo inicial ha sido mal diseñado, lo que produce una baja representación de los genotipos presentes en las poblaciones naturales. Si el material vegetal se reproduce asexualmente y así es mantenido en colecciones en campo o *in vitro*, significará que sólo se está conservando una estrecha base genética, no representativa de la variabilidad total de la especie.

Los sistemas de conservación *in vitro* tienen la dificultad del mantenimiento de la estabilidad genética del material, si bien hay que señalar que los métodos que utilizan el crecimiento limitado o la crioconservación minimizan este problema.

Sin embargo, estas técnicas tienen de ventajas sobre las colecciones en campo que eliminan los riesgos de hibridación, las bajas tasas de supervivencia y los daños que pueden sufrir por agentes externos.

La destrucción de hábitats por impactos humanos es irreversible la mayoría de las veces y avanza de forma alarmante en áreas muy sensibles como las tropicales o la mediterránea. Así pues, la conservación *ex situ* puede ser una solución válida para miles de especies silvestres, que se extinguirán irremisiblemente a principios del siglo XXI, dado el grado de desaparición observado de los lugares donde viven de forma natural. En el caso de cultivares primitivos de especies utilizadas por el hombre, como la vid silvestre, puede ser una forma eficaz de conservar un acervo genético que de otra manera se perdería, al ser desplazados primero y sustituidos finalmente por otros cultivares más avanzados, como escapes de injertos o plantas procedentes de semillas, como se ha señalado.

El objetivo de este capítulo es determinar la respuesta al cultivo *in vitro*, del material de vid silvestre conservado en las formas que indica el título y puesto en cultivo después de dos meses de almacenamiento a intervalos de 30 días durante siete meses.

XIV.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Se han utilizado 2 métodos para conservar el material seleccionado:

- a) Almacenamiento en banco de germoplasma.**
- b) Almacenamiento a baja temperatura y oscuridad.**

Para ello, 60 explantos de cada una de las poblaciones (SE1, CO1,

J2, J3, CO3, CO7, HU3, CA10, J1, CO11, CA6, CA2, CO9, MA1 y CA20) similares en tamaño (1 cm y 1 yema) a los indicados para el caso de la micropropagación, se han cultivado *in vitro* en las condiciones descritas, durante 15 días. Posteriormente, 30 de estos explantos se mantuvieron en las condiciones citadas (almacenamiento en banco de germoplasma *in vitro*) y los 30 restantes se llevaron a un frigorífico a 4°C y oscuridad con objeto de disminuir la actividad del material vegetal (almacenamiento a baja temperatura y oscuridad). Transcurridos dos meses y en períodos mensuales (cada 30 días) hasta alcanzar los siete meses, se tomaron 5 explantos de cada una de las situaciones (cámara de cultivo y cámara fría). Inmediatamente, cada uno de los explantos o plantas resultantes, dependiendo de si habían permanecido en cámara fría o en cámara de cultivo respectivamente, se volvieron a propagar y sembrar en tubos "De Wit" con 8 cc del mismo medio VID (TRONCOSO *et al.*, 1990) y en las condiciones de la cámara de cultivo ya descritas, para evaluar la respuesta del explanto al cultivo *in vitro* dependiendo de su procedencia. Tras cada cultivo, a los 30 días, se les midió por separado, el porcentaje de supervivencia, la longitud del tallo, el número de brotes laterales, el número de yemas, el porcentaje de enraizamiento, el número de raíces y la longitud de éstas.

De esta forma se pretende conocer la capacidad de respuesta *in vitro* de la vid silvestre tras diferentes períodos de tiempo en condiciones de frío y oscuridad en comparación con condiciones normales.

XIV.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El factor más importante a considerar es la supervivencia del material, ya que en definitiva es lo que define la viabilidad del proceso. Por

ello, en la tabla 27 se indica la supervivencia durante la prueba, de los explantos de las distintas poblaciones de vid silvestre mantenidos en las condiciones de la cámara de cultivo. De los resultados de la tabla se deben destacar dos aspectos principales: La diferencia de comportamiento del material proveniente de distintas poblaciones y la influencia negativa del tiempo de almacenamiento. En relación con la calidad del material se producen situaciones de poblaciones de vid silvestre cuyos explantos responden a nivel del 100% en los primeros meses de experimentación (los más favorables) frente a explantos de otras procedencias, con valores muy bajos de supervivencia desde el principio. El tiempo de almacenaje influye muy negativamente en todos los casos, de forma que a medida que se fue retrasando el experimento disminuyó en todos los casos el tanto por ciento de supervivencias, llegando al límite de que en la prueba realizada en el séptimo mes no sobrevivió explanto alguno. La influencia negativa del tiempo de almacenaje *in vitro* en la cámara de cultivo se puede relacionar con el espacio limitado del pequeño contenedor (tubo de Wit) y con el progresivo agotamiento del medio de cultivo. Además, ambos factores, calidad del material vegetal y tiempo de almacenamiento estuvieron relacionados, ya que los explantos que desde el principio mostraron peores respuestas, resistieron también peor el almacenaje.

En el caso de la conservación en cámara fría (tabla 28) también se produjeron diferencias desde el principio entre los explantos de las diferentes procedencias, destacando en sentido negativo el material de CO3 y CO11 al igual que en el caso anterior (tabla 27). Por el contrario, la influencia negativa del tiempo de almacenamiento fue mucho menos acusada en esta situación en cámara fría y oscuridad, por lo que se obtuvieron a veces y, en especial, con el material de mejor calidad, supervivencias elevadas incluso en la prueba hecha a los siete meses. Este comportamiento se relaciona con el menor desarrollo y consumo del material vegetal en la condiciones de frío y oscuridad.

TABLA 27.- Comparación entre el porcentaje medio de supervivencia de plantas micropropagadas de vid silvestre almacenadas en cámara de cultivo de distintas poblaciones andaluzas.

Meses de almacenamiento	POBLACIONES														
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
2	20 aA	40 abA	60 abBC	60 abb	100 bB	5,33 aA	40 abA	80bB	11 aA	80 bB	80 bB	40aA	100 bB	40bA	100bC
3	0 aA	20 aA	80 bC	10 aAB	100 bB	0 aA	40 abA	40 abAB	37 abA	60 abb	40 abAB	33,3 abA	60 abb	20 aA	100 bC
4	0 aA	20 aA	40 abABC	20 aAB	80 bcb	0 aA	0 aA	20 aA	0 Aa	20 aA	60 abb	20 aA	100 cB	0 aA	60 abBC
5	0 aA	20 aA	0 aA	10 aAB	0 aA	0 aA	20 aA	0 aA	7 aA	0 aA	0 aA	0 aA	100 bB	0 aA	40 aAB
6	0 aA	0 aA	20 abAB	0 aA	66,6 bB	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	40 abAB
7	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA	0 aA
MEDIA	6,66	16,6	33,3	16,6	67,7	0,83	16,6	26,6	9,16	26,6	30	15,5	60	10	66,5

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas (p<0,01, t Student). Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas (p<0,01, t Student) entre meses de almacenamiento.

TABLA 28.- Comparación entre el porcentaje medio de supervivencia de plantas micropropagadas de vid silvestre almacenadas en cámara fría procedentes de distintas poblaciones andaluzas.

POBLACIONES															
Meses de almacenamiento	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
2	60 ab B	60 ab B	60 abAB	80 bB	80 bAB	0 aA	100 bB	100 bB	5 aA	100 bA	40abA	40 abA	100 bA	80 bB	80 bB
3	60 ab B	0 aA	40 abAB	20 aA	100 bB	2,5 aA	60 abAB	80 b	5 aA	60 abA	60 abA	60 abA	100 bA	80 bB	60 abAB
4	40 ab AB	0 aA	80 bB	40 abAB	40 abA	0,5 aA	60 abAB	100 bB	6 aA	80 bA	50 aA	40 abA	80 bA	20 aA	40 abAB
5	0 a A	0 aA	60 bAB	20 abAB	80 abAB	1 aA	20 aA	60 bAB	0 aA	60 bA	60 bA	40 aA	100 bA	0 aA	40 a AB
6	40 ab AB	0 aA	20 aA	0 aA	100 bB	6 aA	100 bB	20 aA	0 aA	80 bA	40 abA	40 abA	80 bA	20 aA	40 abAB
7	20 ab A	0 aA	0 aA	0 aA	60 bcAB	4 aA	33,3 abA	60 bcAB	0 aA	100 cA	80 bcA	20 abA	60 bcA	0 aA	0 aA
MEDIA	36,6	10	43,3	26,6	76,6	2,35	62,2	70	2,66	80	55	40	86,6	33,3	43,3

Estas circunstancias se analizan más detenidamente en las figuras 181 A a 181 O en las que se compara el material de cada población en las dos formas de mantenimiento.

Figura 181 A. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CA2 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

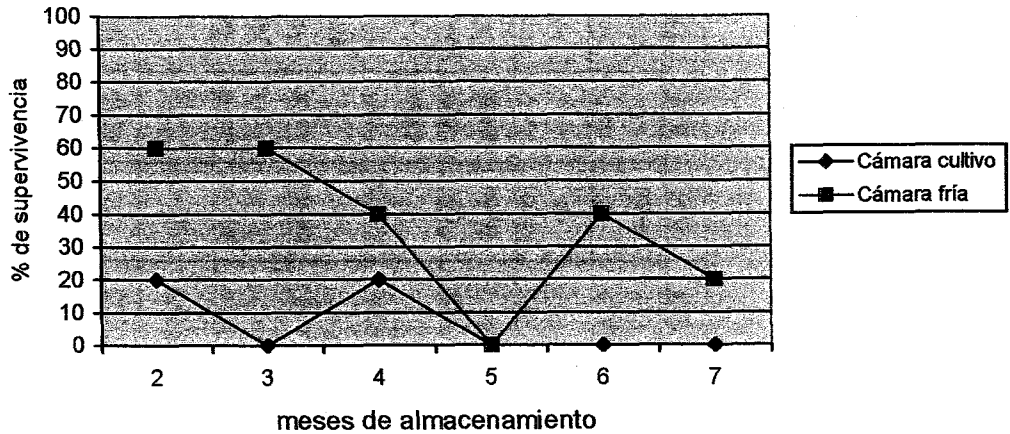


Figura 181 B. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CA10 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

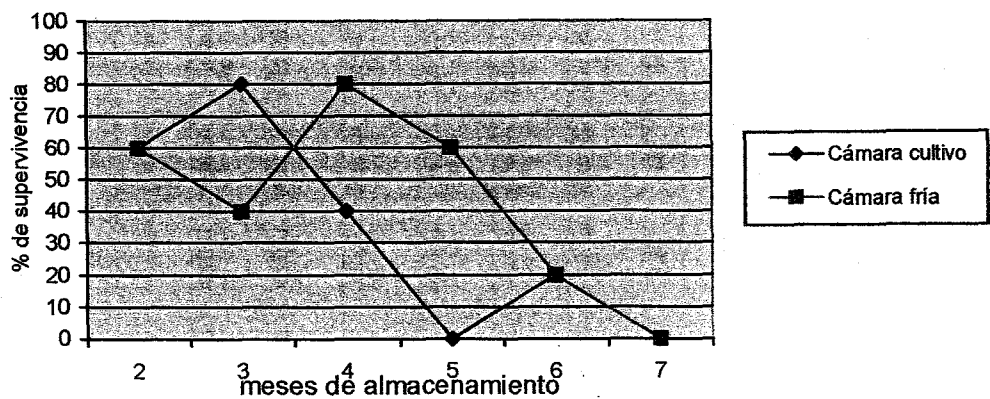


Figura 181 C. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CA6 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

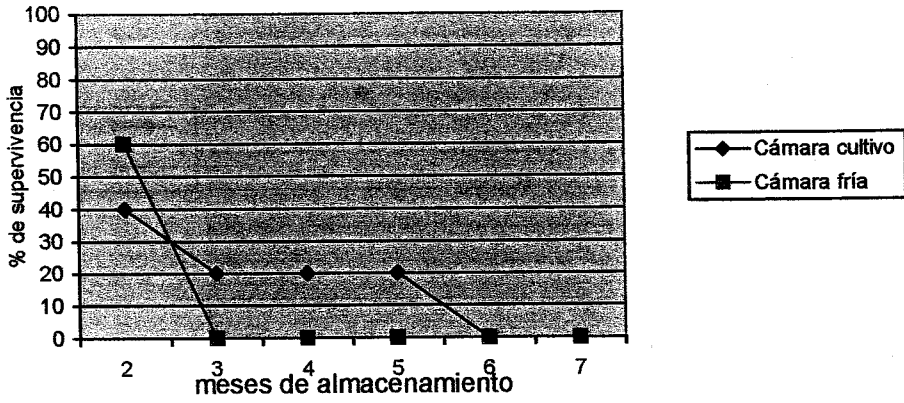


Figura 181 D. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CA20 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y cámara fría.

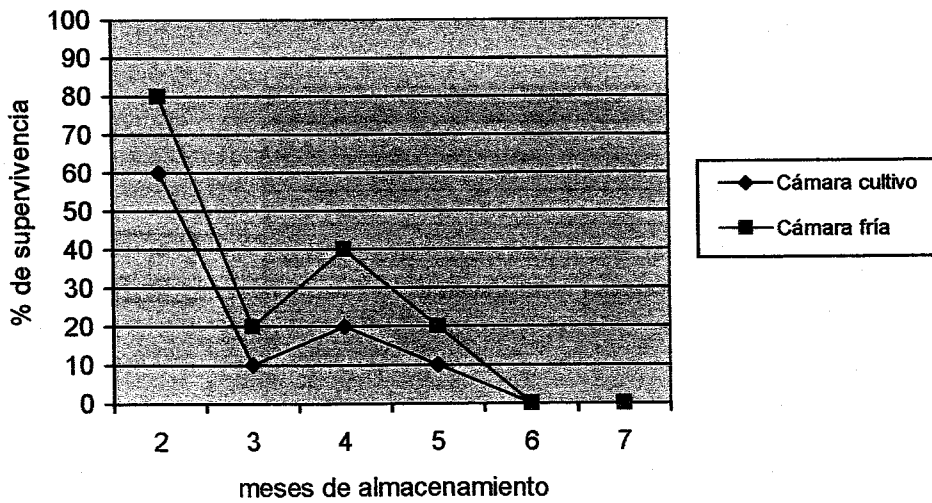


Figura 181 E. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CO1 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y cámara fría.

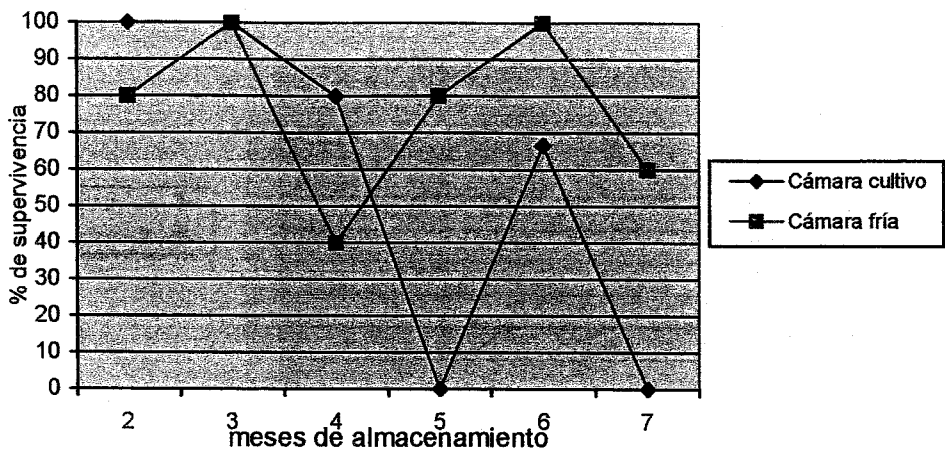


Figura 181 F. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CO3 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y cámara fría.

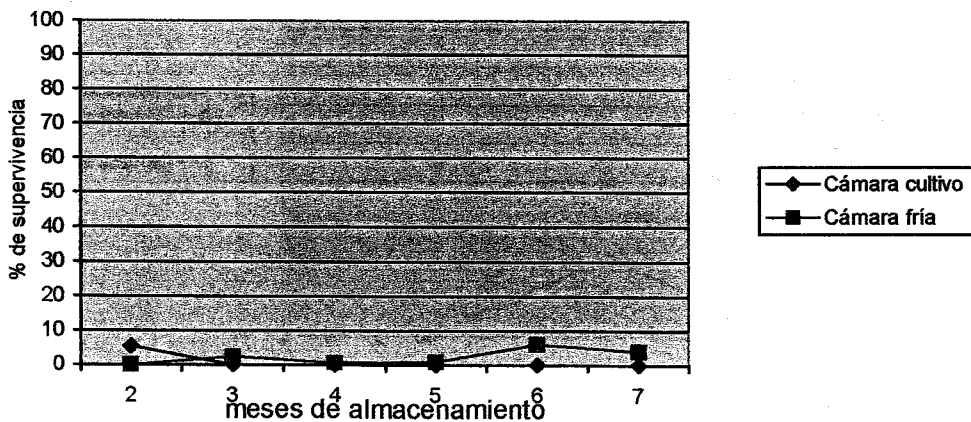


Figura 181 G. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CO7 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y cámara fría.

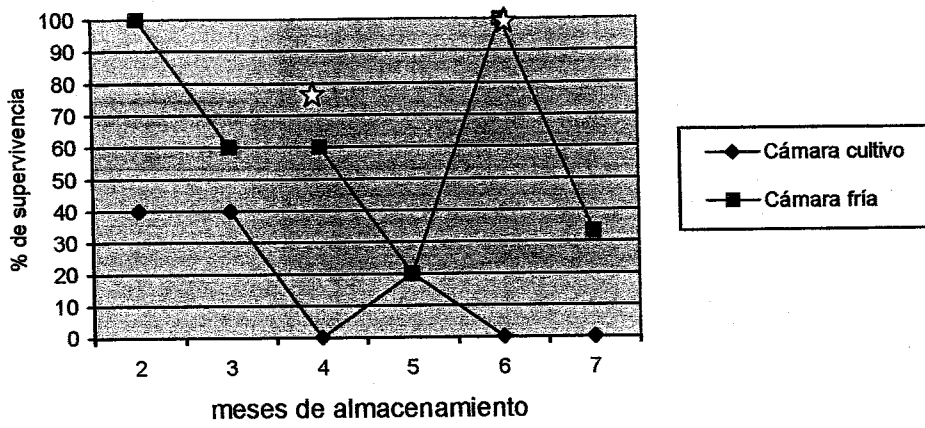


Figura 181 H. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CO9 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

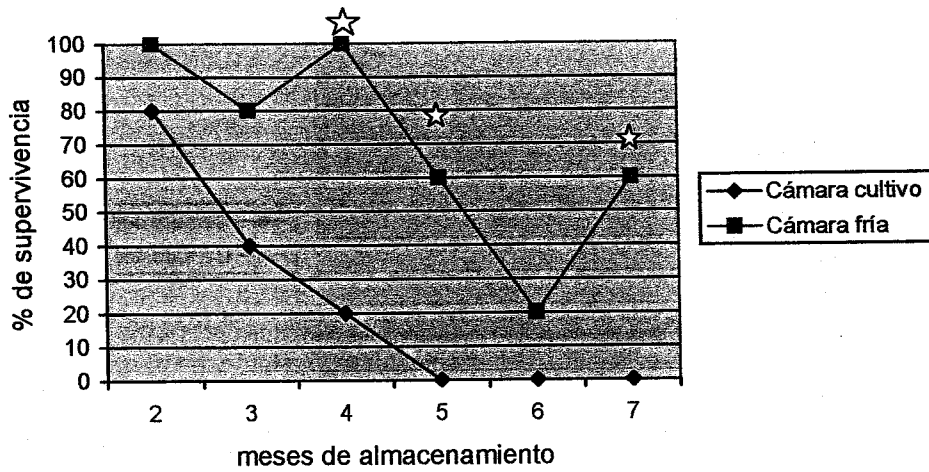


Figura 181 I. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población CO11 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

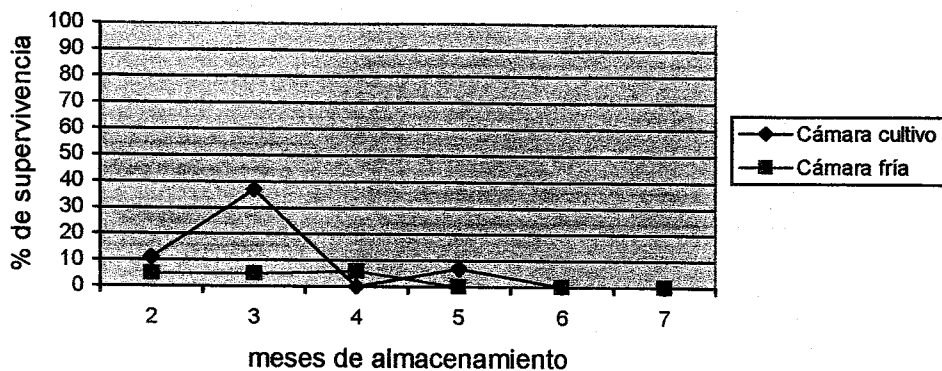


Figura 181 J. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población HU3 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

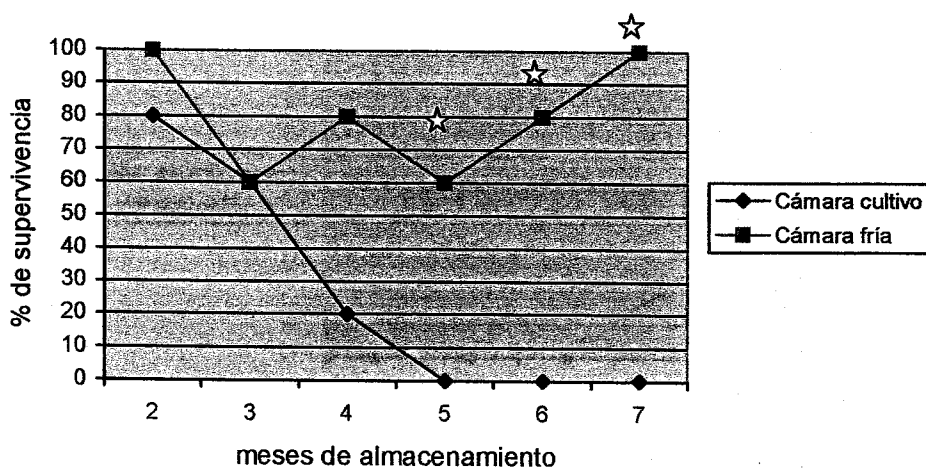


Figura 181 K . Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población **J1** almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

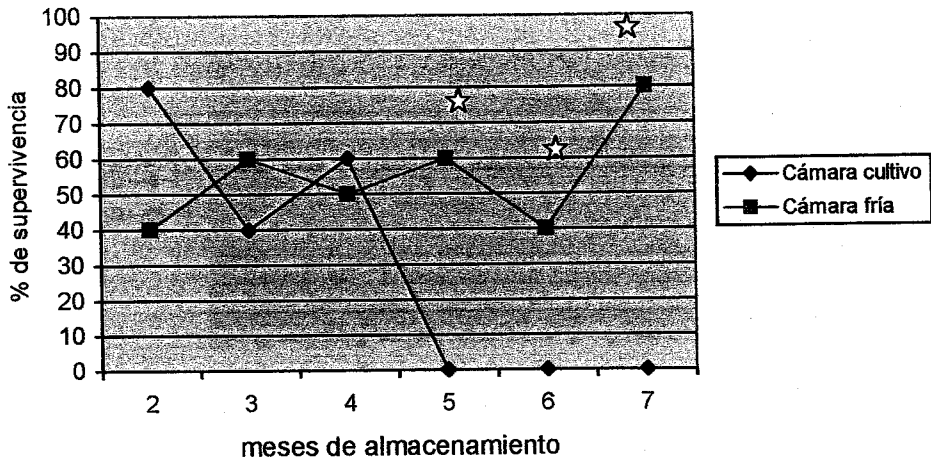


Figura 181 L. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población **J2** almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y cámara fría.

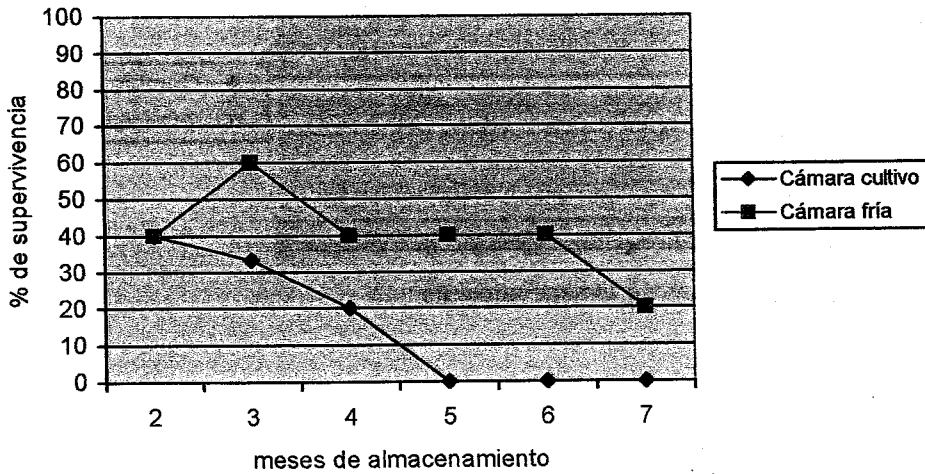


Figura 181 M. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población **J3** almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y en cámara fría.

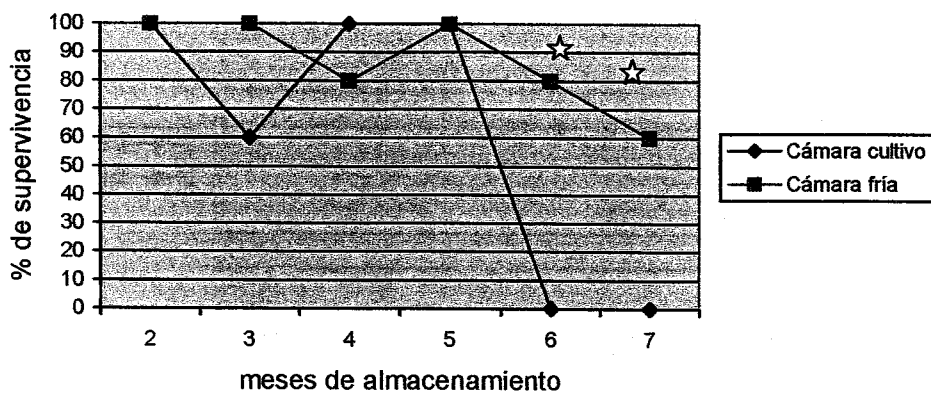


Figura 181 N. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población **MA1** almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y cámara fría.

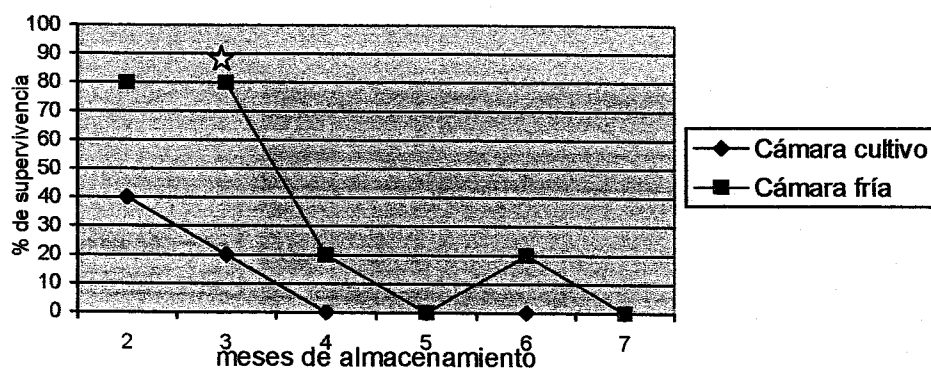
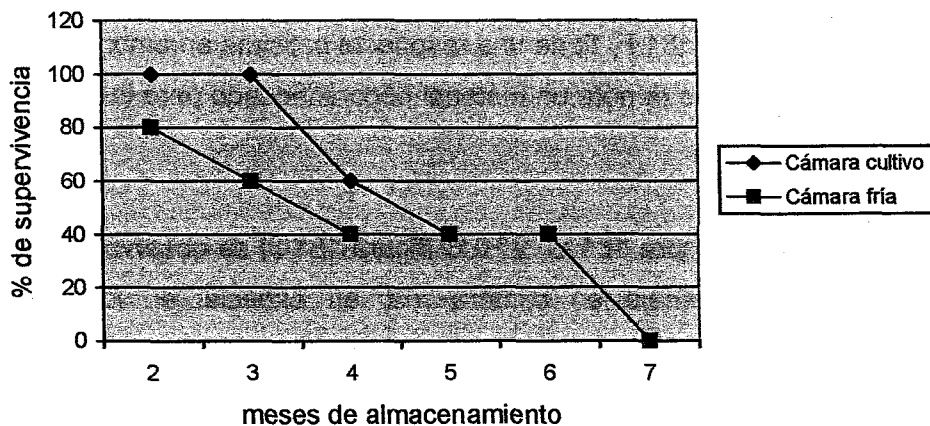


Figura 181 O. Evolución del porcentaje de supervivencia de explantos de la población SE1 almacenados durante 7 meses en cámara de cultivo y cámara fría.



El material procedente de SE1 es uno de los pocos que presenta un comportamiento similar en ambas formas de mantenimiento (figura 181 O) con elevadas respuestas en los primeros meses de experimentación y nula en el séptimo mes.

Los explantos de CO1 también destacan por un buen comportamiento inicial. Las diferencias significativas entre tratamientos se reflejan en el experimento a los 5 y 7 meses. En este caso la respuesta del material almacenado en cámara fría es muy homogénea en el tiempo, demostrando la idoneidad de este procedimiento.

Los explantos de J1 demuestran en conjunto una calidad inferior a los anteriores y una mayor influencia negativa del almacenamiento en cámara de cultivo.

J3 (figura 181 M) presenta una gran similitud entre los dos métodos de conservación en los primeros cuatro experimentos y una diferencia a favor del almacenamiento en cámara fría en el 6° y 7° mes. En ambos casos el comportamiento indica un material de buena calidad.

CO3 (figura 181 F) tiene una respuesta bajísima en ambos tipos de conservación, lo que denota un material poco adecuado para los objetivos de estas pruebas.

Con CO7 (figura 181 G) y HU3 (figura 181 J) se observa una clara ventaja del almacenaje en cámara fría, en especial en los últimos experimentos. Con el material de J1 la ventaja de la conservación en cámara fría solo se produce en el 5°, 6° y 7° mes de experimentación.

Por el contrario CA20 (figura 181 D), tal como se indicó para SE1 presenta un comportamiento parecido en ambas formas de mantenimiento.

CO11 (figura 181 I) y CA6 (figura 181 C), aunque en menor grado que CO3 presentan baja respuesta en ambos tipos de conservación, mientras que CA2 (figura 181 A), también con mal comportamiento, mejora algo en las condiciones de cámara fría.

En consecuencia, se demuestra que en cuanto a la supervivencia el procedimiento de mantener el material de vid silvestre en cámara fría y oscuridad es más efectivo que almacenarlo en las condiciones de la cámara de cultivo (24°C y luz con fotoperíodo de 16 h). También se observa la influencia del material según su procedencia, aunque sin poder determinar si es un efecto debido a la población o circunstancial del material muestreado.

En las tablas 29 a 40, se indica la longitud media del tallo, número medio de yemas, tanto por ciento de emisión radicular, número medio de raíces por planta y longitud media de éstas de las distintas pruebas mensuales de micropropagación, realizadas con explantos procedentes de material en cámara de cultivo (25 °C y luz (30 $\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$)) y cámara fría (4°C y oscuridad). Es decir, se estudia el desarrollo *in vitro* de los explantos de la misma procedencia.

En el material procedente de cámara de cultivo, al igual que ocurriera en el caso de la supervivencia, se observó una gran influencia del tiempo de almacenamiento y de su origen o calidad en el comportamiento. En la primera prueba, realizada tras dos meses de almacenaje, existió una estrecha relación entre el número de plantas supervivientes en el proceso de micropropagación y el desarrollo de las mismas, expresado en los parámetros indicados antes. Es decir, en aquellas poblaciones cuyos explantos habían tenido una mayor supervivencia al ser cultivados *in vitro*, mostraron también mayor crecimiento del tallo (tabla 29), formación de brotes (tabla 31), yemas (tabla 33) y de raíces, tanto de porcentaje de emisión radicular, como de número y crecimiento de la raíz (tablas 35, 37 y 39 respectivamente).

En los experimentos mensuales posteriores, al ir decreciendo significativamente el número de plantas supervivientes en la micropropagación no se mantuvo la correlación supervivencia-desarrollo y el escaso material vivo creció menos, fue mas débil, produjo menos brotes, yemas y raíces, y tuvo mayor facilidad de contaminación que las de la primera prueba, comportándose peor en de la mala calidad de origen.

En consecuencia, en la micropropagación de explantos procedentes de plantas conservadas en condiciones de cámara de cultivo, sólo tuvieron

una respuesta adecuada las de la primera prueba, y algunas poblaciones de la segunda, cuando la supervivencia y el desarrollo fueron adecuados y relacionados entre sí, existiendo en ello una gran influencia del origen y calidad del material (población). En las pruebas posteriores la respuesta de ambos parámetros (supervivencia y desarrollo) fue muy baja y poco interesante en relación con el agotamiento del medio nutritivo que deterioró la calidad del material a propagar.

En el caso de los explantos procedentes de plantas mantenidas en cámara fría y oscuridad, cambió claramente su comportamiento en la micropropagación. En ninguna de las pruebas se alcanzó un grado de desarrollo (tablas 30, 32, 34, 36, 38 y 40) tan elevado como el indicado para el primer experimento con material conservado en cámara de cultivo. No obstante, con menor desarrollo, éste se produjo a lo largo de todas las pruebas, lo que permitió conservar más tiempo el material *in vitro* de vid silvestre entre dos subcultivos sucesivos. Es decir, cuando se almacena el material en condiciones de cámara de cultivo, sólo se puede mantener durante aproximadamente dos meses si se pretenden obtener unos resultados aceptables en el subcultivo siguiente. Esto, dado que el número máximo aconsejable de subcultivos establecido en la bibliografía gira en torno a 2 años, dependiendo del grado de diferenciación del material y los reguladores de crecimiento usados, sólo permite conservar el material con subcultivos frecuentes, lo que significa atención y gastos.

Por el contrario, si en la mayoría de los casos el material en condiciones de frío y oscuridad se puede almacenar hasta siete meses, se aumenta significativamente el tiempo máximo de conservación (14 años), aunque se observa un menor desarrollo en la micropropagación. Este menor desarrollo es natural ya que las condiciones de almacenamiento son estresantes para la planta.

TABLA 29.- Comparación entre la longitud media a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara de cultivo.

		POBLACIONES														
		CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento																
2	n=3 0,5	n=12 3,37	n=20 1,07	N=25 4,80	n=75 7,97	n=9 1,12	n=21 4,77	n=17 0,55	n=11 2,35	n=35 3,11	n=29 4,14	n=49 1,21	n=21 4,86	n=17 2,5	n=52 7,42	
3	n=5 0	n=11 4,35	n=41 1,92	n=1 5,30	n=63 3,59	n=24 2,97	n=3 0,5	n=17 2,45	n=35 3,22	n=31 1,26	n=16 3,84	n=24 1,40	n=48 2,88	n=2 1,45	n=15 2,72	
4	n=5 0	n=9 4,95	n=12 6,85	n=6 1,51	n=47 3,78	n=5 0	n=5 0	n=4 1,40	n=5 0	n=6 3,66	n=26 1,44	n=17 0,68	n=36 2,31	n=3 0,5	n=15 2,72	
5	n=5 0	n=5 0	n=13 0,5	N=16 1,98	n=3 1,00	n=5 0	n=5 0	n=4 2,85	n=7 2,42	n=5 0	n=16 6,87	n=5 0	n=6 2,06	n=12 2,65		
6	n=5 0	n=5 0	n=7 2,47	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=6 6,18	
7	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	N=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	

TABLA 30.- Comparación entre la longitud media a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara fría.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento															
2	n=5 2,38	n=3 2,66	n=4 0,5	n=4 8,37	n=12 5,30	n=5 0	N=8 2,56	n=10 0,65	n=5 4,26	n=8 2,70	n=2 3,5	n=11 0,83	n=21 6,49	n=7 1,12	N=4 2,05
3	n=5 2,22	n=4 0,5	N=6 0,61	n=2 1,85	n=8 2,12	n=5 0	n=14 1,03	n=10 2,94	n=5 0,88	n=9 1,26	n=5 6,40	n=13 0,61	n=19 4,80	N=10 1,28	n=5 0,92
4	N=3 6,93	n=5 0	n=8 2,82	n=4 1,12	n=8 3,58	n=8 2,08	n=6 0,71	n=6 3,21	n=3 6,33	n=8 3,06	n=3 3,50	n=11 0,76	n=14 4,31	n=5 0,56	n=5 0,92
5		n=8 2,43	n=8 2,00	n=2 3,00	n=5 0	n=9 2,12	n=10 0,77	N=6 5,43	n=3 0,5	n=1 0,5	n=5 0	n=7 0,82	n=45 3,11		n=3 6,60
6			n=3 0,93	n=5 0	n=9 0,95	n=19 1,88	n=7 0,74	n=1 4,8	n=3 0,56		n=3 3,53	n=12 1,22	n=27 2,58		n=2 2,25
7		n=5 0	n=2 0,5	n=5 0,5	n=6 0,5	n=14 0,8	n=5 0,50	n=1 5,70	n=1 0,5	n=8 6,52	n=3 1,83	n=5 0	n=12 4,80	n=5 0	n=3 0,5

TABLA 31.- Comparación entre el número medio de brotes obtenidos a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara de cultivo.

		POBLACIONES														
		CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamien to																
2	n=3 1	n=12 1	n=20 1	n=25 1,08	n=75 1,56	n=9 1	n=21 1,23	n=17 1	n=11 1,54	n=35 1,20	n=29 1,03	N=49 1	n=21 1,71	n=17 1	n=52 1,7	
3	n=5 0	n=11 1,09	n=41 1,02	n=1 1,00	n=63 1,77	n=24 1,08	n=3 1,00	n=17 1,00	n=35 1,08	n=31 1	n=16 1,00	n=24 1,00	n=48 1,31	n=2 1	n=15 1,26	
4	n=5 0	n=9 1,44	n=12 1,16	n=6 1,16	N=47 1,46	n=5 0	n=5 0	n=4 1,00	n=5 0	n=6 1,00	n=26 1,00	n=17 1,00	n=36 1,1	n=3 1,00	n=15 1,26	
5	n= 0	n=5 0	n=13 1	n=16 1	N=3 1	n=5 0	n=5 0	n=4 1,00	n=7 1	n=5 0	n=16 1,25	n=5 0	n=6 1,16	n= 0	n=12 1,0	
6	n=5 0	n= 0	n=7 1	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=3 1	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=6 1,50	
7	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	

TABLA 32.- Comparación entre el número medio de brotes obtenidos a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara fría.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento															
2	n=5 1	n=3 1	n=4 1	n=4 1	n=12 1,83	n=5 0	n=8 1	n=10 1	n=5 1	n=8 1	N=2 1	n=11 1	n=21 1,90	N=8 1	n=4 1,25
3	n=5 1	n=4 1	n=6 1,00	n=2 1,00	n=8 1,12	n=5 0	n=14 1,07	n=10 1,00	n=5 1,00	n=9 1	n=5 1,00	n=13 1,00	n=19 1,26	n=10 1	n=5 1,00
4	n=3 1,33	n=5 0	n=8 1,12	n=4 1,00	n=8 1,37	n=8 1,00	n=6 1,00	n=6 1,00	n=3 1,00	n=8 1,00	n=3 1,00	n=11 1,00	n=14 1,57	n=5 1,00	n=5 1,00
5		n=8 1,00	n=8 1,00	n=2 1,00	n=5 0	n=9 1,22	n=10 1,00	n=6 1,00	n=3 1,00	N=1 1,00	n=5 0	n=7 1,00	n=45 1,13	n=	n=3 1,66
6		n=5 1,00	n=3 1,00	n=5 0	n=9 1,11	n=19 1,00	n=7 1,00	n=1 1,00	n=3 1,00	N=6 1,00	n=3 1,33	n=12 1,00	n=27 1,18	n=4 1,00	n=2 1,00
7	n=2 1,00	n=5 0	n=2 1,00	n=5 0	n=6 1,16	n=14 1,14	n=5 1,00	n=1 1,00	n=1 1,00	N=8 1,37	n=3 1,00	n=5 0	n=12 1,08	n=5 0	n=3 0,33

TABLA 33.- Comparación entre el número medio de yemas a los 30 día de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara de cultivo.

	POBLACIONES														
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento															
2	n=3 1.00	n=12 4.16	n=20 1.95	n=25 6.04	n=75 8.52	n=9 2.77	n=21 7.71	n=17 1.29	n=11 5.72	n=35 4.71	n=29 4.93	n=49 2.48	n=21 9.04	n=17 3.05	n=52 8.50
3	n=5 0	n=11 5.72	n=41 2.78	n=1 7.00	n=63 7.01	n=24 4.70	n=3 1.00	n=17 3.35	n=35 4.94	n=31 2.38	n=16 4.43	n=24 2.41	n=48 5.89	n=2 3	n=15 4.40
4	n=5 0	n=9 7.00	n=12 8.25	n=6 2.66	n=47 5.38	n=5 0	n=5 0	n=4 1.75	n=5 0	n=6 3.83	n=26 2.03	n=17 1.35	n=36 4.02	n=3 1.00	n=15 4.40
5		n=5 0	n=13 1.00	n=16 3.18	n=3 1.00	n=5 0	n=5 0	n=4 3.00	n=7 2.85	n=5 0	n=16 7.18	n=5 0	n=6 3.00		n=12 3.16
6	n=5 0		n=7 2.71	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=3 1.00	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=6 7.66
7	n=5 0	n=5 00	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0

TABLA 34.- Comparación entre el número medio de yemas a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara fría.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento															
2	n=5 3.60	n=3 3.00	n=4 1.00	n=4 8.25	n=12 8.66	n=5 5.00	n=8 3.25	n=10 1.60	n=5 1.20	n=8 3.25	n=2 5.00	n=11 1.63	n=21 10.33	n=7 1.85	N=4 3.75
3	n=5 4	n=4 1	n=6 1.50	n=2 3.00	n=8 3.62	N=5 0	N=14 2.14	n=10 3.80	n=5 1.00	n=9 2.11	n=5 9.00	n=13 1.61	n=19 6.84	n=10 3.4	N=5 2.00
4	n=3 9.00	n=5 0.0	n=8 4.25	n=4 3.00	n=8 4.25	n=8 3.50	n=6 1.50	n=6 4.16	n=3 4.66	N=8 3.62	n=3 4.66	n=11 1.63	N=14 7.42	n=5 1.20	n=3 4.66
5		n=8 2.50	n=8 3.12	n=2 3.50	N=5 0	n=9 4.44	n=10 1.60	n=6 7.83	n=3 1.00	n=1 1.00	n=5 0	n=7 2.00	n=45 5.42		n=3 8.66
6		n=5 3.80	n=3 2.00	n=5 0	n=9 1.77	n=19 3.68	n=7 1.42	n=1 4.00	n=3 1.33	n=6 1.00	n=3 3.33	n=12 1.75	n=27 4.44	n=4 3.25	N=2 3.00
7	n=2 1.5	n=5 0	n=2 1.00	n=5 0	n=6 3.16	n=14 2.35	n=5 1.00	n=1 6.00	n=1 4.00	n=8 8.25	n=3 3.33	n=5 0	n=12 6.25	n=5 0	n=3 0.33

TABLA 35.- Comparación entre el porcentaje medio de enraizamiento a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara de cultivo.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento															
2	n=3 0	n=12 91.7	n=20 75	n=25 92	n=75 100	n=9 22.2	n=21 100	n=17 0	n=11 90.9	n=35 88.6	N=29 96.6	n=49 30.6	n=21 95.2	n=17 76.5	n=52 100
3	n=5 0	n=11 90.9	n=4 80.4	n=1 100	n=63 96.8	N=24 79.16	n=3 0	n=17 58.8	n=35 74.3	n=31 51.6	n=16 100	n=24 54	n=48 81.25	n=2 100	n=15 93.3
4	n=5 0	n=9 88.8	n=12 100	n=6 50	n=47 89.3	N=5 0	n=5 0	n=4 50	n=5 0	n=6 100	n=26 34.6	n=17 23.5	n=36 63.8	n=3 0	n=15 93.3
5			n=13 7.6	n=16 81.2	n=5 0	N=5 0	n=5 0	n=4 50	n=7 14.3	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=45 88.8	n=5 0	n=12 66.6
6	n=5 0		n=7 85.7	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=3 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=6 100
7	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	N=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0

TABLA 36.- Comparación entre el porcentaje medio de enraizamiento a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara fría.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacena miento															
2	n=5 80	n=3 100	n=4 50	N=4 100	n=12 100	n=5 0	n=8 62.5	n=10 20	n=5 50	n=8 100	n=2 100	n=11 18.2	n=21 100	n=7 28.6	n=4 50
3	n=5 100	n=4 0	n=6 16.6	n=2 100	n=8 100	n=5 0	n=14 42	n=10 50	n=5 20	n=9 44.4	n=5 100	n=13 15.30	n=19 94.7	n=10 50	n=5 60
4	n=3 100	n=5 0	n=8 75	N=4 50	n=8 100	N=8 50	n=6 50	n=6 83.3	n=3 100	n=8 100	n=3 100	n=11 18.2	n=14 85.7	n=5 0	n=5 60
5			n=8 62.5	N=2 100	n=6 66.6	n=9 22.2	n=10 20	n=6 83.3	n=3 0	n=8 50	n=7 71.4	n=7 85.71	n=16 100	n=1 0	n=3 100
6	n=4 50		n=3 33.3	N=5 0	n=8 50	n=19 52	n=6 50	n=1 100	n=3 33.3	n=5 80	n=3 100	n=12 25	n=27 44	n=6 0	n=2 10
7	n=2 50	n=5 0	n=2 50	N=5 0	n=6 83.3	n=15 6.6	n=5 40	n=1 100	n=1 100	n=8 100	n=3 33.3	n=5 0	n=12 91.6	n=5 0	n=3 0

TABLA 37.- Comparación entre el número medio de raíces a los 30 día de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara de cultivo.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento															
2	n=3 0,5	n=12 3,37	n=20 1,07	n=25 4,80	n=75 7,97	n=9 1,12	n=21 4,77	n=17 0,55	n=11 2,35	n=35 3,11	N=29 4,14	n=49 1,21	n=21 4,86	n=17 2,5	n=52 7,42
3	n=5 0	n=11 2,18	n=41 2,56	n=1 2	n=63 3,98	n=24 1,7	n=3 0	n=17 1,88	n=35 2,42	n=31 1,67	n=16 5,18	n=24 0,79	n=48 2,39	n=2 3	n=15 2,86
4	n=5 0	n=9 2,33	n=12 2,08	n=6 2,83	n=47 3,06	n=5 0	n=5 0	n=4 1,25	n=5 0	n=6 5,66	n=26 1,57	n=17 1,11	n=36 1,69	n=3 0	n=15 2,86
5		n=5 0	n=13 0,07	n=16 3,00	n=3 2,00	n=5 0	n=5 0	n=4 1,75	n=7 2,28	n=5 0	n=16 3,18	n=5 0	n=6 1,50		n=12 1,83
6	n=5 0		n=7 3,28	n=5 0	N=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=3 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=6 3,83
7															

TABLA 38.- Comparación entre el número medio de raíces a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara fría.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamie nto															
2	n=5 2,38	n=3 2,66	n=4 0,5	n=4 8,37	n=12 5,30	n=5 0	n=8 2,56	n=10 0,65	n=5 4,26	n=8 2,70	n=2 3,5	n=11 0,83	n=21 6,49	n=7 1,12	n=4 2,05
3	n=5 2,60	n=4 0	N=6 1,33	N=2 1,5	n=8 3,62	n=5 0	n=14 1,57	n=10 2	n=5 0,4	n=9 1,77	n=5 2	N=13 0,31	n=19 2,52	n=10 0,8	n=5 1,4
4	n=3 4,66	n=5 0	n=8 2,12	n=4 0,75	n=8 2,62	n=8 1,12	n=6 2,66	n=6 2,83	n=3 3,66	n=8 4,75	n=3 2	n=11 0,54	n=14 2,35	n=5 0	n=5 1,4
5		n=8 2,75	n=8 2,87	n=2 2,50	n=5 0	n=9 0,88	n=10 0,40	n=6 3,50	n=3 0	n=1 0	n=5 0	n=7 0,41	n=45 2,46		n=3 1,33
6		n=5 3,40	n=3 2,66	n=5 0	n=9 1,55	n=19 0,84	n=7 1,57	n=1 2	n=3 0,66	n=6 0	n=3 2,33	n=12 0,33	n=27 1,55	n=4 1,50	n=2 3,00
7															

TABLA 39.- Comparación entre la longitud media de raíces a los 30 días de cultivo *in vitro* de explantos procedentes de plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre almacenadas en cámara de cultivo.

POBLACIONES															
	CA2	CA6	CA10	CA20	CO1	CO3	CO7	CO9	CO11	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
Meses de almacenamiento															
2	n=3 0	n=12 2.66	n=20 2.5	n=25 4.36	n=75 4.08	n=9 0.33	n=21 3.57	n=17 0	n=11 3.45	n=35 4.28	n=29 4.06	n=49 0.69	n=21 3.14	n=17 1.64	n=52 4.21
3	n=5 0	n=11 4.79	n=41 3.19	n=1 4.40	n=63 3.13	n=24 3.6	n=3 0	n=17 3.16	n=35 3.36	n=31 1.8	n=16 5.31	n=24 3.1	n=48 3.82	n=2 2.85	n=15 2.98
4	n=5 0	n=9 4.18	n=12 4.67	n=6 1.85	n=8 3.28	n=5 0	n=5 0	n=4 2.50	n=5 0	n=6 4.58	n=3 4.46	n=17 1.57	n=14 4.69	n=3 0	n=15 3.03
5	n=5 0	n=5 0	n=13 0.01	n=16 3.33	n=3 2.66	n=5 0	n=5 0	n=4 2.77	n=7 2.54	n=5 0	n=16 5.03	n=5 0	n=6 2.45		n=12 2.23
6	n=5 0		n=7 2.45	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=5 0	n=3 0	n=5 0	n=5 0	n=4 2.60	n=5 0	n=6 4.53
7															

XV.- ADAPTACIÓN AL EXTERIOR DE PLÁNTULAS DE VID SILVESTRE MICROPROPAGADAS.

XV.1. INTRODUCCIÓN

La adaptación consiste en la transferencia desde el tubo de ensayo al suelo de las plantas cultivadas *in vitro*. La aclimatación de estas plantas a las nuevas condiciones es una etapa fundamental en el sistema de micropropagación, porque dependen de ella la eficiencia del proceso y la calidad final de las plantas producidas *in vitro*. Estas plantas en comparación con las cultivadas tradicionalmente, presentan un comportamiento diferente en condiciones de invernáculo o de campo. Sufren cambios morfológicos y fisiológicos que pueden ocasionar una pérdida importante de plantas después del trasplante. Entre éstos se deben destacar la presencia de epidermis no suberificada y ausencia de pelos absorbentes en las jóvenes raíces formadas *in vitro*. En consecuencia, no son totalmente funcionales (PIERIK, 1990). Por otro lado, las plantas cultivadas asépticamente que crecen en alta humedad relativa (HR), a menudo sufren estrés hídrico cuando se exponen a baja HR. Este estrés hídrico es la causa más grave de pérdidas en el proceso de adaptación de plantas cultivadas *in vitro* a condiciones de invernadero.

Las hojas de las plantas cultivadas en un medio controlado *in vitro*, difieren anatómicamente de las de invernadero, ya que tienen menos ceras epicuticulares (ZAID y HUGHES, 1995), células en empalizada más pequeñas y más aire intercelular en las células del mesófilo, que son las causas que ocasionan el estrés hídrico que sufre la planta transferida de alta a baja HR (SUTTER y LANGHANS, 1979). Estos mismos autores

sugieren que la baja respuesta del estoma también contribuye a este estrés. Así, ZIV *et al.*, (1987) y ZACCHINI y MORINI (1988) indican que los estomas en la epidermis de hojas cultivadas *in vitro* de clavel no se cierran como respuesta a la oscuridad ó plasmólisis, siendo AAB o Ca^{++} , factores que motivan el cierre de los poros estomáticos en condiciones normales. Este comportamiento obedece a cambios en las propiedades mecánicas de la pared celular de las "células guarda", que responden a un tratamiento con AAB incrementando el potencial osmótico en el protoplasto, pero ello no se traduce en el cierre del poro estomático. ZACCHINI *et al.* (1997) estudian el efecto del fotoperiodo sobre el número de estomas y su distribución foliar, indicando que las plantas sometidas *in vitro* a luz continua presentan una mayor densidad estomática.

Por esta razón, es necesaria la aplicación de técnicas de adaptación desde las condiciones *in vitro* a *ex vitro*, que permitan que la planta alcance un crecimiento autotrófico en ambientes de menor humedad relativa, con más luz y sustratos asépticos (PREECE y SUTTER 1991). En consecuencia, se deben situar las plantas en una atmósfera con una humedad relativa máxima durante un período de una a tres semanas a 15-25°C, cuidando que en estas condiciones no se desarrollen enfermedades de tipo fúngico.

La eficiencia del proceso de adaptación también depende, de la elección del sustrato y de la obtención de una relación adecuada entre los componentes de la mezcla, que asegure una buena supervivencia en el trasplante.

Un método poco costoso y práctico consiste en que cuando las plantas hayan alcanzado el desarrollo adecuado, trasladarlas a vasos de plástico de 330 cc de capacidad con sustrato de turba.

El conjunto vaso-planta se cubre con una bolsa de polietileno transparente y se pulveriza con agua para crear un ambiente de elevada humedad interna. A intervalos de dos días durante 10 días, se perfora paulatinamente la cubierta plástica y bajo frecuentes controles, a fin de comprobar que la planta no sufra deshidratación, se retira la bolsa para llegar al contacto total entre la planta y el ambiente externo (CANTOS *et al.*, 1993). Una vez asegurada la supervivencia de la planta, se traslada ésta a maceta de mayor volumen (2 l) y se lleva a invernadero.

XV.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Un total de 574 plantas (distribuidas por poblaciones como se indica en la tabla 41 y obtenidas mediante micropropagación) se trasplantaron individualmente desde *in vitro* a contenedores de 330 cc de capacidad, con sustrato de turba (FLORABELLA), saturada de humedad. Para ello, se extrajo la planta del tubo y, una vez eliminados todos los posibles restos de agar, se introdujo el sistema radicular en el sustrato. El conjunto, vaso y planta, se cubrió con una bolsa de plástico transparente también impregnada de agua en su interior mediante pulverización y se colocó en una cámara de adaptación (16 horas de fotoperiodo $111\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$ suministrados con tubos fluorescentes luz día (PHYLLIPS TL 40w/54 Rs). Tras 7 días en esas condiciones se comenzó a cortar los picos de la envuelta de plástico hasta que poco a poco, en el intervalo de días, se eliminó la cubierta y se logró el contacto total de la planta con el ambiente (CANTOS *et al.*, 1993).

Tabla 41.- Número de plantas de cada población para adaptación a condiciones externas.

POBLACIÓN	Nº DE PLANTAS
CA2	14
CA6	15
CA10	64
CA20	55
CO1	60
CO3	28
CO6	16
CO7	11
CO8	22
CO9	27
CO11	28
HU3	16
HU6	6
J1	75
J2	22
J3	48
MA1	27
SE1	40

XV.2.1. Paso a maceta de 2 l.

Para dar mayor porte y endurecimiento a las plantas, transcurridos 2 meses se volvieron a trasplantar desde los vasos a contenedores de 2000 cc de capacidad (figura 182) con el mismo tipo de turba. Las plantas

se llevaron a cámara de cultivo con condiciones de luz y temperatura iguales a las descritas para el trasplante *in vitro-ex vitro*.

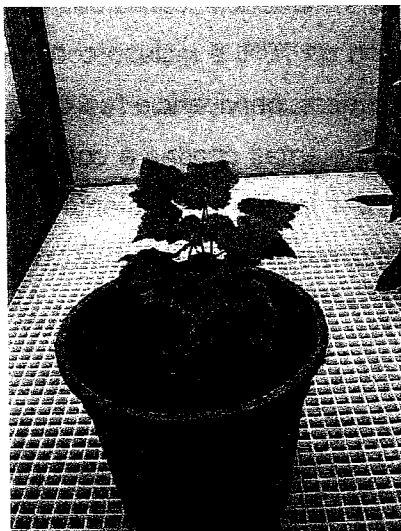


Figura 182.- Vid silvestre adaptada a maceta de 2 l de capacidad.

XV.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Como se ha observado en el capítulo de anterior al no encontrarse diferencias entre las plantas de vid silvestre de las dos formas de conservación (condiciones normales de luz, temperatura o frío y oscuridad), al ser micropropagadas, en la Figura 183 se indican los porcentajes de adaptación conjunta. Se observa en dicha figura que las plantas de vid silvestre alcanzan un porcentaje muy elevado de supervivencia al ser trasplantadas al exterior (media de 78%), lo que confirma la buena calidad de la planta obtenida *in vitro*, tanto en lo

referente a parte aérea como a calidad de raíz. Se observa además en la Figura 4 que a excepción de las plantas de la población CA6 con un 53,3%, todas las demás superan el 65% llegando incluso a alcanzar porcentajes de supervivencia alrededor de 92% con la metodología empleada en el presente trabajo. Estos porcentajes son superiores a otros encontrados para otras variedades cultivadas de vid como zalema (CANTOS *et al.*, 1993) con un 70% e incluso con plantas ya injertadas *in vitro*, donde el porcentaje de supervivencia fue del 60% (CANTOS *et al.*, 1993). El trasplante de las plantas citadas a contenedores de 2 litros, no origina ninguna pérdida, por lo que en adelante todas las plantas están aptas para su tratamiento como planta ya endurecida.

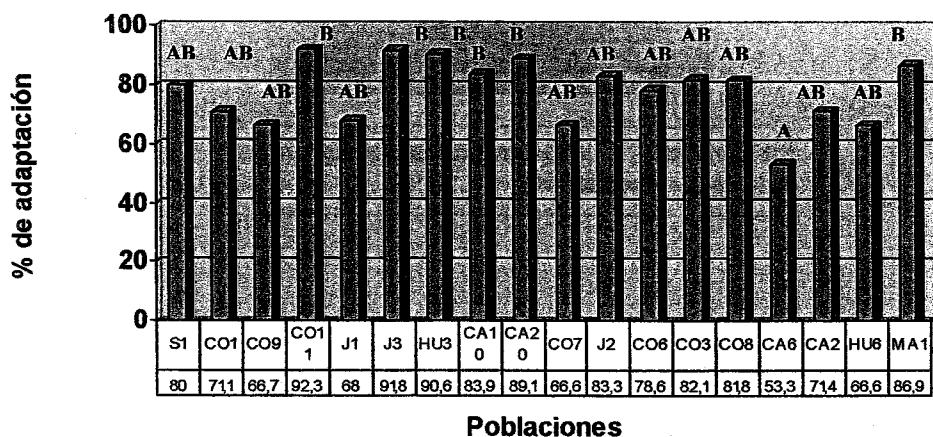
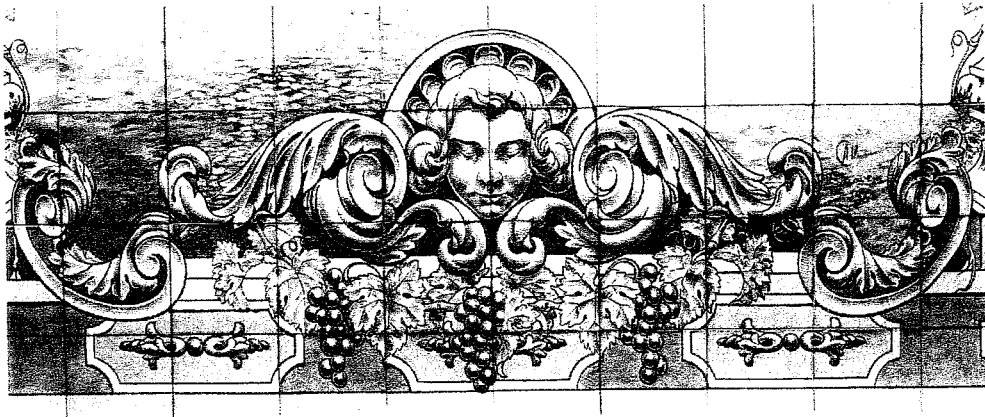


Figura 183.- Porcentaje de adaptación de plantas al exterior procedentes de condiciones controladas.



**XVI.- CARACTERIZACIÓN DE LA VID
SILVESTRE RESPECTO A LA
TOLERANCIA A CONDICIONES
SALINAS (NaCl)**

XVI.- CARACTERIZACIÓN DE LA VID SILVESTRE RESPECTO A LA TOLERANCIA A CONDICIONES SALINAS (NaCl).

XVI.1. INTRODUCCION

XVI.1.1. El Efecto de la Salinidad en las Plantas

Entre las causas principales que afectan al crecimiento de las plantas, se encuentra el estrés generado por diferentes factores de naturaleza tanto biótica como abiótica, de tal manera que la planta no puede desarrollarse debidamente y, en consecuencia, reproducirse en forma adecuada. El estrés salino es uno de los factores abióticos más extendidos, que, además, como es bien conocido, es uno de los máximos responsables de la limitación e incluso de la inhibición del desarrollo de las plantas. A grandes rasgos se puede distinguir entre plantas glicofitas, sensibles a la salinidad, y plantas halofitas o tolerantes a la salinidad.

La salinidad tiene un doble efecto sobre las plantas: un efecto osmótico, debido al incremento de presión osmótica como consecuencia de la concentración de sales y un efecto específico debido al exceso de iones Na^+ y Cl^- .

XVI.1.1.1. Efecto osmótico

La entrada de agua en la planta depende por una parte, del gradiente de potencial hídrico, que es la fuerza que mueve al agua a penetrar dentro de la misma y por otra, de la resistencia de la raíz a la

entrada del agua. La entrada se hace siguiendo potenciales hídricos decrecientes. Si se incrementa la concentración de sales en la disolución del suelo, aumenta la presión osmótica en dicha disolución, lo que provoca un descenso en el potencial hídrico de la misma y, por tanto, una disminución del gradiente de potencial. El resultado es un descenso en la absorción de agua por la planta. La absorción de solutos inorgánicos del suelo o la síntesis de solutos orgánicos, como respuesta a este estrés osmótico, causa la reducción de la producción de materia seca por la planta.

También hay que considerar el efecto depresor que sobre la síntesis de proteínas tiene el exceso de sales en los tejidos (STROGONOV, 1962). Si los niveles de salinidad en el suelo siguen subiendo, se produce una alteración del balance hormonal en los vegetales. El exceso en la acumulación de ácido abscísico (ABA) es una típica respuesta a las condiciones de déficit hídrico provocadas por falta de agua o por alta concentración salina en el medio (ROMERO-ARANDA *et al.*, 1998).

XVI.1.1.2. Efecto específico por iones

El efecto más importante del exceso de iones en suelos salinos sobre la planta, es el ejercido sobre las relaciones nutricionales en la misma y viene determinado por dos aspectos relacionados. Por un lado, la acumulación excesiva de iones dominantes en la solución del suelo, como Cl^- o Na^+ , que puede alcanzar niveles tóxicos (BERNSTEIN y HAYWARD, 1958; GREENWAY y MUNNS, 1980; ASHRAF *et al.*, 1986; TRONCOSO *et al.*, 1999; CANTOS *et al.*, 2002). Por otro, los desequilibrios nutricionales que ocasiona la acumulación preferente de unos determinados iones frente al resto (GRATTAN y GRIEVE, 1992). Así, la acumulación de Cl^- puede inhibir la absorción del nitrato y provocar una

deficiencia de N en la planta (ASLAM *et al.*, 1984; WARD *et al.*, 1986; KLOBUS *et al.*, 1988). La disponibilidad de fósforo para la planta disminuye en un suelo salino, ya que la concentración de P en el suelo está estrechamente controlada por procesos de desorción y por la solubilidad de los minerales de Ca-P (GRATTAN y GRIEVE 1992), la cual desciende conforme aumenta la salinidad (SHARPLEY *et al.*, 1992). El Na^+ interfiere en la absorción de K^+ , por competencia en los mecanismos de absorción, por lo que se puede provocar la deficiencia de este elemento en la planta como se ha descrito para la vid (GARCIA y CHARBAJI, 1993). La relación Na/K se ha considerado como un buen indicador para el estrés salino en plantas en campo (DEVITT *et al.*, 1981; ASLAM *et al.*, 1988) e incluso para vides *in vitro*. TRONCOSO *et al.*, 1999, encuentran una relación directa entre la concentración de sal en el medio y el cociente Na/K en variedades de vid tolerantes y sensibles cultivadas *in vitro*. También se ha observado que el Na^+ puede causar desajustes en la nutrición del Ca^{2+} (LYNCH y LAÜCHLI, 1985), especialmente cuando las concentraciones de Ca en la disolución del suelo son bajas o cuando hay problemas de aireación como ocurre en suelos sódicos (taponamiento de poros) pese a que las relaciones Ca/Na sean elevadas. Las interacciones entre los iones Na^+ y Ca^{++} desembocan en una serie de desórdenes fisiológicos que afectan fundamentalmente al crecimiento y funcionamiento de la raíz (KENT y LAÜCHLI, 1985; MASS y GRIEVE, 1987; CRAMER *et al.*, 1987; GRIEVE y MASS, 1988).

Varios autores indican que el incremento catiónico, considerado como el principal factor de inhibición del desarrollo de la planta por la sal (ARBABZADEH y DUTT, 1987), se debe principalmente al Na^+ (DOWTON, 1977; BARTOLINI *et al.*, 1991; GARCÍA y CHARBAJI, 1993). Siendo el Cl^- , concretamente para la vid, menos responsable del estrés salino (ARBABZADEH y DUTT, 1987; WALKER, 1994).

XVI.1.2. Defensa de la planta frente el estrés salino.

En los suelos salinos, los iones más comunes son el Na^+ y Cl^- , pues en el pasado la mayoría de los suelos estuvieron bajo mar. Sin embargo, las plantas aún no han desarrollado suficiente tolerancia a los medios salinos y generalmente mueren en situaciones de alta concentración de sal en el suelo, como ya se ha indicado. No obstante, las plantas están genéticamente dotadas para soportar determinadas concentraciones de sal en el suelo, acometiendo, con éxito, el estrés salino, mediante diversas tácticas de adaptación. La más inmediata es el descenso del potencial hídrico en la raíz, de tal manera que el gradiente de entrada de agua se mantenga más o menos constante, lo que se consigue acumulando solutos orgánicos o inorgánicos en el jugo celular (GALE *et al.*, 1967; TERMAAT *et al.*, 1985). Este mecanismo de defensa se llama "ajuste osmótico" y es el primer mecanismo que afecta a la pérdida de rendimiento.

Otro mecanismo de respuesta es el cierre estomático para compensar el estrés hídrico al que se encuentra sometida la planta, disminuyendo la transpiración (WALKER, 1994), lo que también mermaría la producción al aumentar la resistencia a la entrada del CO_2 (MUNNS, 1993) y, en consecuencia alteración de la fotosíntesis (BONGI y LORETO, 1989; DELFINE *et al.*, 1998, 1999). Unidos a la menor conductancia estomática, la planta posee otros mecanismos morfológicos de defensa frente a la sal, como la disminución del número de estomas por unidad de superficie. Cuando las condiciones de salinidad aumentan o persisten puede darse la reducción de la superficie foliar, llegando incluso a la muerte de las hojas (MARSCHNER, 1986).

Un tercer mecanismo de defensa consiste en determinadas modificaciones foliares como el aumento de espesor de la cutícula o

disminución de la relación parte aérea/raíz (PAPADOPOULOS y RENDING, 1983), presencia de pelos o laminillas en la superficie de la célula, que dificultan el intercambio de vapor; la succulencia, que reduce el número de estomas por unidad de superficie (BONGI y LORETO, 1989; CANTOS *et al.*, 2002) y las células especializadas en la excreción de la sal (MARCHNER, 1986; CANO, 1991), así como la formación de metabolitos protectores, como azúcares (LESSANI, 1969; MUNNS y WEIR, 1981); glicerol y mentol (GIMMLER y MOLLER, 1981); sorbitol (WYN JONES, 1981) y prolina (GUERRIER, 1989). Los altos niveles de ácido abscísico (ABA) en las hojas favorecen el ajuste osmótico de una manera rápida por acción sobre la transpiración, ya que inducen el cierre de estomas (DOWTON y LOVEYS, 1981) y la acumulación de aminoácidos en las hojas. Sin embargo, esta acumulación llega a ser nociva para la planta y parece la causa de muchos de los síntomas del exceso de sales. Los altos niveles de algunas hormonas como ácido abscísico, ácido giberélico, parecen estar implicados en la reducción del crecimiento y en la aceleración de la senescencia de las hojas (por inhibición de la síntesis de proteínas y por aumento de la velocidad de degradación de la clorofila).

Como consecuencia de todo lo indicado, la capacidad de respuesta de las plantas al estrés salino controlando de alguna forma aspectos como energía, hidratación y nutrición conduce al concepto de tolerancia, que fue definida por BERSTEIN (1963) como el grado con el que la planta ajusta su potencial osmótico, con un sacrificio mínimo de su crecimiento o, por SHANNON (1979), como la capacidad de una planta para soportar los efectos de una solución salina concentrada en la zona radicular.

La vid se ha considerado, en general, (MAAS y HOFFMAN, 1977) como moderadamente tolerante a la salinidad, provocando ésta en la planta desde leves síntomas como disminución del crecimiento (DOWTON

y CROMPTON, 1979; GARCÍA *et al.*, 1993; FRANCOIS y CLARK, 1979; PRIOR *et al.*, 1992; AL SAIDI *et al.*, 1988) hasta la muerte por una extrema toxicidad que se inicia con una clorosis foliar que llega a convertirse en necrosis (DOWTON, 1977; WALKER *et al.*, 1981). Los tratamientos salinos producen cambios en la vid similares a los reseñados antes como métodos de defensa de plantas superiores ante la sal. Así, hay modificaciones en la conductancia estomática (KRIEDEMANN *et al.*, 1975), para realizar el ajuste osmótico (WALKER *et al.*, 1981) que, según DAWTON y MILLHOUSE (1983, 1985) contribuye al mantenimiento de la turgencia por la planta ante el estrés salino impidiendo de este modo la disminución de la fotosíntesis.

Los cambios citados en la conductancia estomática como consecuencia de los tratamientos salinos, en el caso de la vid, también están relacionados con los niveles de ácido abscísico (KRIEDERMAN *et al.*, 1975; DOWTON y LOVELYS (1981).

Cuando la sal está compuesta por el catión Na^+ el incremento en la concentración catiónica en los tejidos se debe principalmente a este elemento (GARCÍA y CHARBAJI, 1993). Para el caso de la vid el antagonismo Na-K fue puesto de manifiesto por GARCÍA y CHARBAJI (1989), mientras que DOWTON (1985) indicó una reducción en el nivel de Ca^{2+} en plantas de vid tratadas con NaCl debida a la interacción con iones Na^+ .

Se conoce (KISHORE *et al.*, 1985), que en el caso de la vid, diferentes sales en el medio producen distintos efectos en la planta, siendo los cloruros los más dañinos comparados con carbonatos y sulfatos y, entre los cationes, el sodio fue el que causó la mayor reducción del crecimiento de la planta.

XVI.1.3. El cultivo *in vitro* y la salinidad.

El cultivo *in vitro* de tejidos y células vegetales, debido a la posibilidad que ofrece esta técnica de evaluar un determinado factor manteniendo constante el resto de variables, es una herramienta útil para estudios relacionados con la salinidad, en especial para la caracterización de líneas tolerantes, ya sean mutantes espontáneos o inducidos (SUMARYATI *et al.*, 1992; KUO *et al.*, 1994; MORABITO *et al.*, 1994; HAFIZUR-RAHMAN *et al.*, 1995; ZHANG y DONNELLY, 1997; CANO *et al.*, 1998; KIRDMANEE *et al.*, 1998; KHRAIS *et al.*, 1998; LIUA y BAOB, 1998; OCHATT *et al.*, 1999; TRONCOSO *et al.*, 1999; CANTOS *et al.*, 2002; TRONCOSO *et al.*, 2003; TRONCOSO *et al.*, 2004).

Sin embargo, a diferencia de los numerosos trabajos sobre la tolerancia de plantas a la salinidad realizados en condiciones de campo o de invernadero, hay muy pocos estudios en los que se aplica el cultivo de tejidos *in vitro* a la selección de plantas tolerantes a la sal y ninguno sobre el efecto de la sal sobre vid silvestre. Debido a la importancia que presenta la salinización, junto a la dificultad de alcanzar resultados prácticos en la selección convencional, y a la facilidad de aplicación de estrés salino a cualquier sistema *in vitro*, es interesante potenciar estos estudios (CANO, 1991) y, particularmente en la vid silvestre. No obstante, de acuerdo con SKENE y BARLASS (1988) y TRONCOSO *et al.*, (1999), los resultados obtenidos *in vitro* deben ser contrastados en experimentos realizados en condiciones externas.

Una de las primeras investigaciones sobre el efecto de la sal en material vegetal cultivado *in vitro*, fue realizado por BABAEVA *et al.*, (1968) utilizando callos de raíz de zanahoria (*Daucus carota* L.), cultivados en concentraciones crecientes de NaCl. De este modo, se observaron diferentes niveles de tolerancia a la salinidad según el material obtenido.

MELCHERS (1972), discutió las ventajas de la técnica de cultivo de tejidos *in vitro* para seleccionar mutantes resistentes a la sal. Esta aproximación, la aplicó posteriormente con éxito ZENK (1974), que seleccionó una línea celular aislada de haploides de *Nicotiana sylvestris* L., capaz de crecer sobre medio conteniendo 0,17 mM de NaCl, resistencia que se mantuvo estable después de varios subcultivos en medio salino.

Uno de los principales problemas del uso del cultivo *in vitro* como herramienta de selección de plantas tolerantes a la sal es que la planta regenerada a partir de células vegetales, material poco diferenciado, no implica garantía absoluta de que sea una copia exacta de la línea parental utilizada, de modo que no siempre la tolerancia en el ámbito celular ha sido expresada en la planta regenerada (TAL, 1985; FLOWERS *et al.*, 1985). Esto es debido a la variación somaclonal (SCOWCROFT y LARKIN, 1982) que es una manera de aumentar la variabilidad genética, dando lugar a un cambio genético (características cualitativas y cuantitativas) que se puede mantener en las plantas regeneradas (CANO, 1991). Los estudios sobre cultivo *in vitro* de tejidos, material más diferenciado y, en consecuencia, menos susceptible de ser modificado genéticamente que las células o callos, para la caracterización de clones tolerantes a la sal son todavía más escasos. ALHAGDOW *et al.*, (1999) consideraron las interacciones de la sal con el estado nutritivo de plantas de patata obtenidas por micropropagación y CANO *et al.*, (1998) evaluaron la tolerancia a sal de diferentes especies de tomate silvestre, resaltando que los parámetros de enraizamiento de las plántulas desarrolladas a partir de los ápices pueden ser buenos indicadores para una evaluación rápida de la tolerancia a la sal.

Uno de los primeros trabajos, efectuado con yemas de vid (*Vitis vinifera* L.), fue realizado por BARLASS y SKENE en 1981, encontrando que la tolerancia *in vitro* al NaCl es dependiente de la variedad. Aunque, constataron que la metodología era aplicable a la selección, en trabajos posteriores SKENE y BARLASS, (1988), como se ha indicado, observaron que la selección *in vitro* de material de vid por su tolerancia a la salinidad necesitaba ser contrastada con ensayos realizados en condiciones externas. Posteriormente, (TRONCOSO *et al.*, 1999), estudiaron la respuesta de once portainjertos de vid a concentraciones crecientes de NaCl en el medio de cultivo, tanto *in vitro*, usando yemas apicales y axilares, como en cámara de crecimiento. Los resultados obtenidos permitieron, por un lado, clasificar las variedades estudiadas de acuerdo con su tolerancia a la salinidad en medio controlado y confirmar dicho comportamiento en condiciones externas, y por otro, estudiar las alteraciones nutricionales provocadas por la adición de NaCl en el medio de cultivo, encontrando incrementos claros de los niveles de N, Na y Cl y reducciones importantes de P y K.

El presente capítulo pretende caracterizar la vid silvestre andaluza de acuerdo con su tolerancia a la sal, cultivando *in vitro*, en medio con concentraciones crecientes de NaCl, yemas apicales y subapicales de plantas de poblaciones andaluzas. También se comprobarán los resultados obtenidos efectuando pruebas similares en condiciones externas de cámara de cultivo.

XVI.2. MATERIAL Y METODOS

XVI.2.1. Cultivo *in vitro* de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de NaCl.

XVI.2.1.1. Material vegetal

Como material vegetal de partida se usaron explantos obtenidos a partir de plantas *in vitro*, a su vez procedentes de sarmientos de las poblaciones de vid silvestre CA2, CA10, CO1, CO3, CO6, CO7, CO9, HU3, J1, J2, J3, MA1 y SE1 cuya situación se indica en el fichero general de poblaciones (ANEXO 2). Al provenir los explantos de plantas obtenidas mediante micropropagación, no necesitaron esterilización.

XVI.2.1.2. Medio de cultivo

Para un primer experimento orientativo, se subcultivaron explantos, de entre 0,5 y 1 cm de longitud y 1 yema, de las poblaciones CO1, J2 y SE1, en tubos de Wit conteniendo 8 c.c. de cada uno de los siguientes medios de cultivo:

- 30 explantos de cada población medio VID (Troncoso *et al.*, 1990) (tabla 25) (control) (2,13 mS/cm de C.ε).
- 30 explantos de cada población en medio VID más 3 gL⁻¹ (50 mM) de NaCl. (5,94 mS/cm de C.ε).
- 24 explantos de cada población en medio VID más 5 gL⁻¹ (85 mM) de NaCl. (8,87 mS/cm de C.ε).
- 24 explantos de cada población en medio VID más 7 gL⁻¹ (120 mM) de NaCl (11,79 mS/cm de C.ε).

- 24 explantos de cada población en medio VID más 9 gL^{-1} (155 mM) de NaCl. (13,75 mS/cm de C.ε).

De acuerdo con los resultados obtenidos en las poblaciones del primer experimento para el resto (CA2, CA10, CO3, CO6, CO7, CO9, HU3, J1, J2 y MA1), se ensayaron los siguientes medios y número de repeticiones:

- 24 explantos de cada población en medio VID (TRONCOSO *et al.*, 1990) (control)
- 24 explantos de cada población en medio VID más 3 gL^{-1} (50 mM) de NaCl.
- 24 explantos de cada población en medio VID más 5 gL^{-1} (85 mM) de NaCl.
- 12 explantos de cada población en medio VID más 7 gL^{-1} (120 mM) de NaCl.
- 12 explantos de cada población en medio VID más 9 gL^{-1} (155 mM) de NaCl.

En todos los casos, los explantos se incubaron en cámara de cultivo a $24 \pm 2^\circ\text{C}$ de temperatura, 18 horas de fotoperíodo y $30 \mu\text{E m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ de intensidad luminosa.

XVI.2.1.3. Toma de datos.

Transcurridos 30 días de incubación en cámara de cultivo y una vez superados en 8 de las 13 poblaciones el 50% de plantas muertas en las concentraciones de 7 gL^{-1} y en 10 de las 13 en la concentración de 9 gL^{-1} , se determinó en cada uno de los casos el porcentaje de supervivencia, longitud del tallo, número de brotes, número de yemas,

porcentaje de enraizamiento, número y longitud de las raíces. Finalizada la prueba a los 60 días de incubación, se calculó el nivel de hidratación (H) mediante la fórmula $H (\%) = [(pf-ps)/pf] 100$ donde p.f. = peso fresco y p.s. = peso seco.

Para las determinaciones analíticas, también a los 60 días de finalizada la prueba, cada una de las muestras se lavó con agua y detergente y se enjuagó cuidadosamente con agua destilada. Para su desecación, se envolvió en un papel de filtro y se introdujo en una estufa con circulación de aire a 60 °C, durante 2 ó 3 días. Una vez seca se molió en un molinillo y el polvo se introdujo en un sobre de papel debidamente etiquetado.

El procedimiento para la determinación de N consistió en pesar 0,2 g de cada muestra vegetal e introducirlos en tubos de vidrio Kjeldahl. Se les añadieron 0,5 g de K_2SO_4 desecado y selenio (catalizadores de digestión), y 5 ml de H_2SO_4 . Los tubos se colocaron en un bloque digestor y se sometieron a una digestión elevando la temperatura hasta 380 °C. Después del ataque se les añadió agua destilada y cuando se enfriaron se pasaron a matraces de 25 ml y se enrasaron. Así, las muestras quedaron preparadas para leerlas en el autoanalizador frente a una curva patrón.

La concentración de Na, K y Ca en las plantas de cada una de las concentraciones de NaCl se realizó mediante emisión de plasma (ICP-OES). (WALLINGA *et al.*, 1995).

XVI.2.2. Ensayo de tolerancia a la sal de plantas en macetas en cámara de cultivo

XVI.2.2.1. Material vegetal

Se usó como material vegetal plantas de las poblaciones de vid silvestre J3 y HU3 procedentes de propagación *in vitro*, que se trasplantaron individualmente desde *in vitro* a contenedores de polipropileno de 330 cc de capacidad, con sustrato compuesto por arena inerte (AQUARAMA), saturada de humedad. Para ello, se empleó el mismo procedimiento de aclimatación descrito en el apartado correspondiente (CANTOS *et al.*, 1993).

XVI.2.2.2. Medio de cultivo y diseño experimental.

En la tabla 42 se indican las concentraciones de NaCl y el número de plantas en cada una de las tesis ensayadas una vez superado el proceso de adaptación.

Tabla 42.- Solución de riego y niveles de NaCl ensayados en plantas de J3 cultivadas en cámara de cultivo.

Solución de riego	Conductividad eléctrica (C.e) (mS/cm)	nº de plantas de J3
Solución Hoagland (20%) (control)	0,779	16
Solución Hoagland (20%) + 3 gL ⁻¹ NaCl	5,10	14
Solución Hoagland (20%) + 5 gL ⁻¹ NaCl	8,07	15
Solución Hoagland (20%) + 7 gL ⁻¹ NaCl	11,06	15
Solución Hoagland (20%) + 9 gL ⁻¹ NaCl	13,27	15

Al comenzar la prueba, cada clon estaba compuesto por las plantas que se indican en la tabla anterior, las de los grupos control se siguieron regando sólo con solución nutritiva, mientras que los restantes grupos de plantas, se trataron con la misma solución nutritiva y adiciones crecientes de NaCl según se relaciona en la tabla 43. El riego se llevó a cabo cada dos días, aumentando la concentración de NaCl a razón de 1 gL⁻¹ en cada riego hasta conseguir la conductividad eléctrica requerida para cada caso. Estos riegos se realizaron en todos los casos con abundante solución hasta conseguir que el percolado obtenido tuviera la misma conductividad eléctrica que la solución de riego suministrada. En consecuencia, en cada riego se midió la conductividad de la solución de riego y del percolado de cada maceta.

Tabla 43.- Concentraciones de NaCl y días de duración hasta conseguir cada una de las concentraciones salinas de cada tratamiento.

NaCl	3 gL ⁻¹	5gL ⁻¹	7 gL ⁻¹	9 gL ⁻¹
Número de Riegos	3	5	7	9
Días duración	6	10	14	18

En cada riego se evaluó el efecto de los tratamientos salinos con un seguimiento visual del estado y comportamiento de la planta, mientras que las medidas de crecimiento, consistentes en longitud del tallo, número de yemas y número de brotes, se realizaron a los 30 días de alcanzar la conductividad eléctrica requerida para cada tesis (tabla 42).

XVI.2.3. Tratamientos estadísticos

Para ambas pruebas (apartados anteriores) los tratamientos estadísticos utilizados fueron para la comparación de medias el test-t de Student y para los análisis de la varianza el de Bonferroni usando, en ambos casos, el programa estadístico Statistix ver. 1.0. La relación entre variables se realizó mediante el coeficiente de correlación lineal (r).

XVI.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

XVI.3.1. Ensayo *in vitro* de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de NaCl.

En la tabla 44 se indica el número de plantas sobre las que se ha efectuado el estudio, una vez eliminadas las que resultaron contaminadas.

Tabla 44.- Número de plantas estudiadas de las distintas poblaciones.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	CO9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	11	19	21	18	5	21	17	19	11	28	22	12	25
3 g/L ⁻¹	7	11	25	17	2	15	15	15	8	26	26	3	26
5 g/L ⁻¹	5	13	21	15	6	17	14	13	8	26	23	7	27
7 g/L ⁻¹	6	10	21	5	3	14	10	9	6	29	8	9	27
9 g/L ⁻¹	3	7	18	8	3	12	10	9	6	19	8	7	26

XVI.3.1.1. Supervivencia.

En la tabla 45 se indican los porcentajes de supervivencia obtenidos cuando se cultivan *in vitro* con concentraciones crecientes de NaCl durante 30 días, plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre. Se observa en dicha tabla que, salvo una pérdida en la población CA10 (5,6 %, tabla 45) sin diferencias estadísticas respecto al resto todas las poblaciones presentan niveles muy elevados de supervivencia cuando no se adicionó NaCl al medio de cultivo. Este resultado indica, de nuevo, la idoneidad del medio de cultivo y condiciones de crecimiento usados y, en consecuencia, las pérdidas observadas en niveles mayores de NaCl solamente pueden imputarse al efecto de la sal añadida al medio de cultivo.

En la misma tabla se puede comprobar que ya en la concentración más baja ensayada, 3gL^{-1} , se observan descensos en la supervivencia debidos a la sal, que en algunas poblaciones llegan a ser importantes, como en el caso de J3, donde muere el 50% de las plantas, descenso significativo a nivel estadístico, (tabla 45). También significativo es el porcentaje de pérdidas en este nivel salino en la población J2, que reduce sus plantas vivas a un 65,38%. Así mismo, también hay bajas, aunque sin significación estadística en las plantas de las poblaciones CO9, CO3 y CA10 con porcentajes del 86,66, 88,24 y 90,9 % respectivamente de plantas supervivientes.

Con el tratamiento de 5gL^{-1} comienzan las reducciones importantes en la supervivencia de las plantas estudiadas, acumulando ya las poblaciones CA10, J2 y J3 porcentajes de supervivencia del 46,1; 38,47 y 15,79 % respectivamente para cada una de las poblaciones citadas, siendo estadísticamente significativas las pérdidas respecto a la concentración anterior, 3gL^{-1} , en las poblaciones J2 y J3. En

consecuencia, el porcentaje muy bajo de supervivencia registrado en las plantas de la población J3, 15,79% es inferior a nivel estadístico al de otras poblaciones que han resistido mejor este nivel de NaCl, como las que mantienen el 100% de plantas vivas, caso de CA6 y CO7 o las de muy alta supervivencia como CO1 (95,6%); HU3 (92,3%); MA1 (85,72%); SE1 (85, 18%); CO3 (75,33%) y CO9 (71,42%). Se considera una excepción el caso de las plantas de la población CO6, que poseen una elevada supervivencia, 83,3%, pero no difieren estadísticamente del 15,72% de J3, situación explicable por el bajo número de muestras, 6 de la citada población.

El tratamiento de 7 gL⁻¹ de NaCl produce descensos de supervivencia muy claros en la mayoría de las poblaciones, encontrándose algunas como J3, que se ha venido significando como la más sensible a lo largo de la prueba, con la totalidad de las plantas muertas. También resultan muy afectadas las plantas de J2 con un 37% de supervivencia, estadísticamente inferior al porcentaje contabilizado en 5 gL⁻¹. De igual modo, sufren pérdidas importantes en esta concentración salina las plantas de SE1 con 14,81%; CA6 con 16,6%; CA10 con 20% y CO6 con 33%. Sin embargo, existen todavía poblaciones cuyas plantas superan o igualan el 50% de supervivencia como CO1 (57,14%); CO9 y J1 (50%); HU3 (55,56%) y MA1 (66,75). Destacan por su elevada supervivencia las plantas de las poblaciones CO3 (80%) y, sobre todo, CO7 (92,85%) superior estadísticamente al primer grupo de 6 plantas considerado como más sensible.

En la concentración más alta de NaCl, 9 gL⁻¹, las poblaciones CO1; CO6; CO9; J2; J3 y SE1 no resisten y, por consiguiente, presentan una mortandad del total de las plantas. Niveles muy bajos de plantas vivas supervivientes y, en consecuencia, similares estadísticamente a los anteriores tienen CA10 (14,5%); J1 (16,67%); HU3 (33,3%); CO3 (40%) y

CO6 (66,6%). Destacan por sus elevadas supervivencias las plantas de las poblaciones MA1 y CO7 con un 57,14 y 75% respectivamente de plantas vivas, porcentajes significativamente superiores al mostrado por el resto de poblaciones.

Tabla 45.- Porcentaje de supervivencia de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	CO9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	100 a B	94,4 a C	100 a C	100 a B	100 a B	100 a B	100 a C	100 a C	100 a B	100 a D	100 a C	100 a A	100 a B
3 g/L ⁻¹	100 ac B	90,9 ac BC	100 c C	88,24 bc B	100 abc B	100 bc B	86,66 abc BC	100 bc C	100 bc B	65,38 ab C	50 a B	100 ac A	100 c B
5 g/L ⁻¹	100 bc B	46,1 abc AB	95,6 c C	73,33 bc AB	83,3 abc B	100 c B	71,42 bc BC	92,3 c BC	62,5 abc AB	38,47 ab B	15,79 a A	85,72 bc A	85,18 c B
7 g/L ⁻¹	16,66 abc A	20 ab A	57,14 bc B	80 abc AB	33,3 abc AB	92,85 c AB	50 abc B	55,56 abc AB	50 abc AB	3,7 a A	0 ab A	66,7 bc A	14,81 ab A
9 g/L ⁻¹	66,6 abc AB	14,5 ab A	0 a A	40 abc A	0 ab A	75 c A	0 a A	33,3 abc A	16,67 ab A	0 a A	0 ab A	57,14 bc A	0 a A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones.

Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

XVI.3.1.2. Pesos fresco y seco relativos y porcentaje de hidratación de las plantas sometidas a estrés salino *in vitro*.

En la tabla 46 se indican el peso fresco y seco relativo, ambos en miligramos, y los porcentajes medios de hidratación de la planta, en relación con el nivel de salinidad del medio de cultivo, de las plantas de cada una de las poblaciones CA6, CA10, CO3, CO9, HU3, J3, MA1 y SE1, así como la media del conjunto para cada uno de los 3 parámetros citados.

Se observa en dicha tabla que la acción de la sal sobre la biomasa de la planta, se caracterizó por una disminución de los pesos fresco y seco relativos en las plantas de todas las poblaciones a medida que aumentó el nivel de NaCl del medio y, en consecuencia, existió una relación inversa muy significativa ($p \leq 0.05$) entre las medias de ambos parámetros ($r = -0.875$ y $r = -0.905$) y la sal. Como consecuencia de este comportamiento similar mostrado entre ambos pesos, el grado de hidratación de los tejidos no se vio afectado por la sal de forma severa y, por consiguiente, no existió una relación muy significativa entre la sal y el porcentaje de hidratación para la media de las poblaciones, ($r = -0.593$). Es decir, aunque el grado de hidratación tiene cierta influencia, las pérdidas y bajos desarrollos encontrados en las plantas por encima de 3 gL^{-1} , no se pueden asociar exclusivamente a desequilibrios hídricos provocados en la planta por cambios en el potencial osmótico de la célula.

Tabla 46. Valores medios de biomasa (pesos fresco y seco en mg) y de porcentajes de hidratación de planta completa, de las poblaciones de vid silvestre CA6, CA10, CO3, CO9, HU3, J3, MA1 y SE1, tras desarrollarse *in vitro* en medio con niveles crecientes de sal durante 60 días.

Parámetros	Niveles de sal	POBLACIONES								
		CA6	CA10	CO3	CO7	CO9	HU3	J3	MA1	Media
peso fresco relativo 0	0	0.09	0.828	1.528	1.284	1.336	1.225	0.466	1.8	1.069
peso seco relativo 0	0	0.084	0.092	0.127	0.130	0.1005	0.127	0.061	0.113	0.104
% hidratación	0	6.349	88.866	91.639	89.836	92.477	89.561	86.854	93.703	90.210
peso fresco 3	3	0.04	0.230	0.833	0.225	0.07	0.557	0.145	0.186	0.286
peso seco 3	3	0.027	0.033	0.0764	0.027	0.018	0.051	0.017	0.03	0.035
% hidratación	3	32.1428	85.433	90.825	87.619	73.469	90.789	87.862	83.928	87.650
peso fresco 5	5	0.02	0.097	0.284	0.082	0.07	0.137	0.016	0.047	0.094
peso seco 5	5	0.002	0.018	0.042	0.015	0.015	0.053	0.003	0.008	0.019
% hidratación	5	89	81.102	85.211	81.756	77.777	60.893	82.051	81.818	79.002
peso fresco 7	7	0.091	0.0388	0.12	0.043	0.032	0.077	0.033	0.028	0.058
peso seco 7	7	0.005	0.0066	0.012	0.011	0.011	0.017	0.006	0.006	0.009
% hidratación	7	94.545	82.857	89.583	73.684	64.285	77.142	81.481	76.923	83.315
peso fresco 9	9	0.01	0.054	0.056	0.026	0.018	0.041	0.003	0.167	0.04
peso seco 9	9	0.008	0.011	0.011	0.007	0.005	0.01	0.001	0.001	0.007
% hidratación	9	13.333	78.947	80	71.875	68.181	75.675	66.666	99.148	84.83

XVI.3.1.3. Longitud media del tallo.

En la tabla 6 se indican los resultados obtenidos al medir, en centímetros, la longitud del tallo de plantas de poblaciones de vid silvestre andaluza desarrolladas *in vitro* durante 30 días, en ausencia de sal y en concentraciones crecientes de NaCl.

Se observa en la tabla 47, un desarrollo muy elevado de las plantas cuando el medio de cultivo carece de sal, 5,52 cm. En este apartado de salinidad y para las plantas control, destaca un grupo de poblaciones, formado por HU3; SE1; CO3 y CO1 cuyas plantas presentan unos desarrollos medios muy elevados, 8,95; 8,82; 8,53 y 7,30 centímetros respectivamente. Con menos longitud media, aunque similares estadísticamente a los anteriores se encuentran CO6; CO9 y CA6 con 6,5; 6,37 y 5,41 centímetros respectivamente. Con crecimientos inferiores y ya, diferentes estadísticamente al grupo de 4 con mayor crecimiento están las plantas de CO7 (3,19 cm), J3 (3,79 cm) y MA1 (2,87 cm). Para finalizar, las plantas con medias de crecimiento más bajas y estadísticamente diferentes al resto son las de CA10 (2,44 cm) y J2 (2,6 cm).

Cuando aparece la sal en el medio de cultivo, se observa un descenso en el crecimiento, que ya en la concentración menor de NaCl, 3 gL⁻¹, es muy acusado. Así, las plantas de poblaciones que ya mostraban en medio carente de NaCl buenos desarrollos en la parte aérea como SE1 y HU3, también en esta concentración de sal presentan los mayores crecimientos 4,96 y 3,39 cm respectivamente, sin embargo las alturas alcanzadas están muy por debajo de las observadas en ausencia de sal 8,82 y 8,95 cm respectivamente y, por consiguiente, con alta significación estadística respecto a aquéllos como se observa en la tabla 6. La longitud de las plantas de las poblaciones CA6; CA10; CO1; CO3; J2 y J3 están

entre estos valores y los crecimientos prácticamente nulos, si se tiene en cuenta que el tamaño del explanto inicial fue de 1 cm aproximadamente, de las poblaciones CO6 (1 cm); CO7 (0,69 cm); CO9 (0,88 cm) y J1 (1,01 cm).

Cuando se estudia el desarrollo medio del tallo en la concentración de sal de 5 gL^{-1} , se observa que las plantas continúan con una reducción en tamaño, destacando la longitud de SE1 con 2,89 cm superior estadísticamente al resto de las poblaciones, excepción hecha de J3 con 1,16 cm., valores que se reparten entre los 1,65 cm de CO1 y la ausencia de crecimiento respecto a la longitud inicial, que presentan las plantas de un número considerable de poblaciones: CA6 (0,74 cm); CO6 y CO9 (0,92 cm), MA1 con 0,71 cm y J2 con 0,52 cm de longitud media.

Al nivel salino de 7 gL^{-1} de NaCl no hay prácticamente crecimiento en las plantas de ninguna de las poblaciones. Destacan, no obstante, 1,79 cm de longitud media en SE1 y 1,35 cm de CO1, sin embargo, no existen diferencias a nivel estadístico en ninguna de las 13 poblaciones ensayadas.

A la concentración de 9 gL^{-1} no se presentan crecimientos en la parte aérea a excepción de CA10 con 2,5 cm y de SE1 con 1,87 cm, pero iguales a nivel estadístico debido al bajo número de muestras que han quedado vivas a este nivel salino máximo.

Tabla 47.- Longitud media (cm) del tallo de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	Co9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	5,41 be A	2,44 a A	7,30 e B	8,53 e B	6,5 cde B	3,19 ab B	6,37 de B	8,95 e C	5,04 bd B	2,6 a A	3,79 abc A	2,87 ab B	8,82 e D
3 g/L ⁻¹	1,71 ab B	1,45 ab A	1,90 ab A	2,18 ab A	1 ab A	0,69 a A	0,88 a A	3,39 bc B	1,01 a A	1,93 ab A	1,96 ab A	1,66 ab AB	4,96 c C
5 g/L ⁻¹	0,74 a B	1,16 a A	1,65 a A	1,17 a A	0,92 a A	1,26 a A	0,92 a A	1,5 a A	0,52 a A	1,55 a A	1,16 ab A	0,71 a AB	2,89 b B
7 g/L ⁻¹	0,5 a B	1 a A	1,35 a A	1,12 a A	0 a A	1,08 a A	0,54 a A	1,4 a A	0,86 a A	2 a A	0 a A	1,16 a AB	1,79 a A
9 g/L ⁻¹	0,3 a B	2,5 a A	1 a A	0,8 a A	0 a A	1,17 a A	0 a A	0,4 a A	0,1 a A	0 a A	0 a A	1 a A	1,87 a A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones. Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

XVI.3.1.4. Número medio de brotes

En la tabla 48 se indica el número medio de brotes por planta de las diferentes poblaciones de vid silvestre andaluza. En ausencia de NaCl, se obtienen plantas con una media de brotes igual o superior a 2, en las poblaciones CO1 (2,67); CO3 (2,22); HU3 (2,1) y CO6 (2). El resto de poblaciones, excepto CO9, presentan plantas con un número medio de brotes comprendido entre 2 y 1, siendo, las plantas de la población CO9, las menos ramificadas con 1,06 brotes por planta, cifra inferior significativamente al grupo de 4 poblaciones con media de ramificaciones superior a 2.

En la concentración de sal de 3 gL^{-1} , se observa una reducción importante del número de ramificaciones o brotes desarrollados. Destacan como las de número de brotes más elevado, aunque sin significación estadística respecto al resto, las medias de las plantas de las poblaciones SE1 y CO3 con 1,57 y 1,56. De las poblaciones restantes solamente CO1, CA10, J2, J3, HU3 y J1 presentan algún desarrollo de brotes laterales, con 1,36; 1,22; 1,17; 1,15; 1,13 y 1,12 ramificaciones por planta respectivamente. Las plantas de las poblaciones CA6, CO6, CO7, CO9 y MA1, no desarrollan ningún brote y se mantienen con el brote inicial con que contaba del explanto en el momento de la siembra.

Por tanto, el descenso de brotes en esta concentración de sal es importante respecto al obtenido en ausencia de sal, siendo las poblaciones CO1, CO3 y HU3 donde se encuentran diferencias estadísticamente significativas respecto a los valores obtenidos cuando el medio carece de NaCl.

Las concentraciones más altas de NaCl ensayadas, 5, 7 y 9 gL^{-1} , como era de esperar aún limitan más el desarrollo de las ramificaciones,

siendo en la mayoría de los casos inexistente los brotes (tabla 7). Solamente en el nivel de 5 gL^{-1} , las poblaciones HU3, CO7, CO3, CO1 y SE1 presentan valores medios de 1,15; 1,14; 1,12; 1,05 y 1,04 sin diferencias estadísticas con el resto y, ya todos los valores son significativamente diferentes a los obtenidos en 0 y 3 gL^{-1} de NaCl. En adelante, solamente existe un valor claramente fuera de la tendencia marcada y corresponde a las plantas de la población MA1, en la concentración de 9 gL^{-1} con una media de brotes por planta de 1,25, aunque igual estadísticamente al resto de valores medios contabilizados, en esa concentración salina.

Tabla 48.- Número medio de brotes de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	CO9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	1,63 abc A	1,64 abc A	2,67 c B	2,22 bc B	2 abc A	1,23 ab A	1,06 a A	2,1 abc B	1,27 ab A	1,6 ab A	1,87 abc A	1,33 ab A	1,48 ab B
3 g/L ⁻¹	1 ab A	1,22 ab A	1,36 ab A	1,56 ab A	1 ab A	1 a A	1 a A	1,13 ab A	1,12 ab A	1,17 ab A	1,15 b A	1 ab A	1,57 ab B
5 g/L ⁻¹	1 a A	1 a A	1,05 a A	1,14 a A	1 a A	1,12 a A	1 a A	1,15 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1,04 a A
7 g/L ⁻¹	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A
9 g/L ⁻¹	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1,25 a A	1 a A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones.

Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

XVI.3.1.5. Número medio de yemas

En la tabla 49 se expresa el número medio de yemas por planta obtenido tras 30 días de cultivo *in vitro* en medio VID con concentraciones crecientes de NaCl. Aunque, se obtiene un elevado número, (9,92) de éstas cuando no se le añade sal al medio, se observa en dicha tabla que existen diferencias entre poblaciones (tabla 8). Así, se encuentran poblaciones con una elevada organogénesis de yemas como: CO1 (17,56); CO3 (16,11); HU3 (15,05); CO6 (13,2) y SE1 (11,72) y, en concreto los valores de CO1 y CO3 son diferentes estadísticamente de los obtenidos en plantas de otras poblaciones como J3 (9,5); CA6 (9,18); CO9 (8,68) y J2 (7,57). El menor desarrollo de yemas corresponde a las plantas de las poblaciones J1 (5,36); CO7 (5,23); CA10 (5,11) y MA1 (4,75) y los valores de CA10 y CO7 son estadísticamente inferiores a los obtenidos en el resto de poblaciones.

Los resultados obtenidos cuando se adiciona sal al medio a concentraciones relativamente bajas, 3 gL^{-1} , indican una caída importante en la aparición de yemas, tabla 8, lo que corrobora la tolerancia relativamente baja de la vid silvestre a la sal en condiciones *in vitro*. Este descenso es muy significativo, a nivel estadístico, en las plantas de las poblaciones de mayor crecimiento en ausencia de sal. Así, las plantas de CO1 pasan de 17,56 yemas por planta a 4,4; las de CO3 de 16,11 a 5,81; las de HU3 de 15,05 a 4,73; las de SE1 de 11,72 a 7,57; las de CA6 de 9,18 a 2,5 y las de CO9 de 8,68 a 1,46, incluso alguna de las de menor número de yemas en la concentración 0 de sal, también reducen significativamente el número de las mismas, son los casos de CA10, de 5,11 a 2,67 y MA1 de 4,75 a 1,67. Esta fuerte reducción del número de yemas en todas las poblaciones al aumentar a 3 gL^{-1} la concentración de sal, hace que sean muy similares para este parámetro, solamente las plantas de la población SE1 con 7,57 yemas por planta en esta

concentración de NaCl, son diferentes a las de menor número de yemas como CA10 (2,67); CA6 (2,5); J1 (1,5) y CO9 (1,46).

Al aumentar la concentración salina en el medio de cultivo, la inhibición del desarrollo de yemas se va haciendo más intensa encontrando poblaciones en la concentración de 5 gL^{-1} de NaCl, como J1, cuyas plantas no desarrollan ninguna yema. Un grupo formado por las poblaciones CA6, MA1, CO6, CA10, CO9 y CO1, no consiguen duplicar el número de yemas en sus plantas, presentando valores de 1,2; 1,33; 1,4; 1,5; 1,6 y 1,9 respectivamente. Desarrollan un mayor número de yemas superando las 2 yemas por planta CO7 (2); HU3 (2,46); J2 (2,6); CO3 (2,92) o incluso las 3 como las de J3 (3,33) y SE1 (3,34). Sin embargo, no se encuentran diferencias significativas entre ellas.

Hay que destacar que la adición de 5 gL^{-1} de NaCl produce fuertes reducciones en el número de yemas respecto a la concentración inmediatamente anterior (3 gL^{-1}) siendo muy significativo este descenso en los casos de CA10 y SE1 que pasan de 2,67 a 1,5 y de 7,57 a 3,34 yemas por planta respectivamente.

En el nivel de NaCl de 7 gL^{-1} desarrollan algunas yemas las plantas de 6 poblaciones, concretamente SE1 (2,33); CO1 (2,08); CO7 (1,77); CO3 (1,75); CA10 (1,5) y CO6 (1,4), sin diferencias estadísticas entre ellas. En la concentración máxima de sal, 9 gL^{-1} , son cinco las poblaciones cuyas plantas desarrollan yemas, MA1 (2,25); CA6 (2), población que no desarrolló ninguna yema en la concentración inmediatamente anterior, CA10 (2); CO7 (1,56) y CO3 (1,5).

Tabla 49.- Número medio de yemas de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	CO9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	9,18 abcd B	5,11 a B	17,56 e B	16,11 de B	13,2 abcde A	5,23 a B	8,68 abc B	15,05 cde B	5,36 ab B	7,57 ab B	9,5 abc B	4,75 ab B	11,72 bcde C
3 g/L ⁻¹	2,5 a A	2,67 a B	4,4 ab A	5,81 ab A	3 ab A	1,33 ab A	1,46 a A	4,73 ab A	1,5 a A	4 ab AB	2,61 abc A	1,67 ab A	7,57 bcde B
5 g/L ⁻¹	1,2 a A	1,5 a A	1,9 a A	2,92 a A	1,4 a A	2 a A	1,6 a A	2,46 a A	1 a A	2,6 a AB	3,33 a A	1,33 a A	3,34 a A
7 g/L ⁻¹	1 a A	1,5 a A	2,08 a A	1,75 a A	1 a A	1,77 a A	1,4 a A	1 a A	1 a A	2 a A	1 a A	2 a A	2,33 a A
9 g/L ⁻¹	2 a A	2 a A	1 a A	1,5 a A	1 a A	1,56 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	2,25 a A	1 a A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones.

Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

XVI.3.1.6. Porcentaje de emisión radicular.

En la tabla 50 se expresa el porcentaje medio de emisión radicular en plantas de las poblaciones de vid silvestre andaluza estudiadas, en relación con los niveles de sal adicionados al medio de cultivo. Se observa en dicha tabla que el porcentaje de enraizamiento, cuando se cultiva la vid silvestre en medio sin sal, es muy elevado, (media 86,7%). Sin embargo, hay que señalar que la población J2, se destaca del conjunto de las poblaciones por el bajo enraizamiento de sus plantas (29,63%) y, con diferencia significativa ($p \leq 0.01$) respecto al resto.

Al igual que ocurriera para la parte aérea, cuando el cultivo se realiza en concentraciones de sal de 3 gL^{-1} , todas las poblaciones (tabla 10), a excepción de SE1 que mantiene el 100% de plantas con raíz, presentan una clara disminución en el porcentaje de plantas enraizadas, siendo estadísticamente significativos, respecto a la ausencia de sal, los descensos en CA10 (de 100% a 44,4%); CO1 (de 100% a 76%); CO3 (de 88,89% a 62,5%); CO6 (de 80% a 28,57%); CO7 (de 90,47% a 20%); J1 (de 90% a 37%); J3 (de 85,7% a 21,43%) y MA1 (de 75% a 33%). Estos resultados hacen que el porcentaje de enraizamiento en las plantas de la población SE1 sea estadísticamente superior a los de J2 (29,41%); CO6 (28,57%); J3 (21,43) y CO7 (20%).

Las concentraciones de sal en los medios superiores, 5, 7 y 9 gL^{-1} originan un efecto muy negativo sobre la emisión radicular de todas las plantas ensayadas, no encontrándose plantas con raíz en 8 de las 13 poblaciones en la concentración de NaCl de 5 gL^{-1} . En esta concentración las plantas de SE1 con un 82,61% son las que siguen manteniendo una alta capacidad de enraizamiento, claramente superior ($p \leq 0.01$) a otras poblaciones que han emitido raíz, como CO7 (29,41%); CO1 (23,81%) y HU3 (15%). No obstante, las plantas de la población CO6 con un 60% de

plantas enraizadas, también inferior al de SE1, no presenta diferencias estadísticamente significativas con el porcentaje de emisión radicular de esta población. Ya en el nivel salino de 7 gL^{-1} sólo emiten raíces las plantas de la población J1 con un 33,3 % y en el nivel máximo de sal (9 gL^{-1}) en ninguna de las plantas ensayadas de las poblaciones estudiadas se encuentran raíces.

Tabla 50.- Porcentaje de enraizamiento de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	CO9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	100 b B	100 b B	100 b C	88,89 b B	80 ab B	90,47 b B	87,5 b B	100 b B	90 b B	29,63 a A	85,71 b B	75 b C	100 b B
3 g/L ⁻¹	85,71 abc B	44,44 abc A	76 bc B	62,5 abc B	28,57 ab A	20 a A	69,23 abc B	80 abc B	37 abc A	29,41 ab A	21,43 ab A	33 abc B	100 c B
5 g/L ⁻¹	0 ab A	0 ab A	23,81 a A	0 ab A	60 ab AB	29,41 ab A	0 ab A	15 a A	0 ab A	0 ab A	0 ab A	0 ab A	82,61 b B
7 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	33,3 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A
9 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones.

Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

XVI.3.1.7. Número medio de raíces.

En la tabla 51 se indica el número medio de raíces de las plantas de las poblaciones en estudio a los 30 días de cultivo en medio VID con adición de concentraciones crecientes de NaCl.

El número medio de raíces por planta, en el tratamiento control, es decir, sin sal en el medio, presenta un valor medio en el total de la prueba de 4,49, destacando las plantas de la población HU3 con 8,36 raíces por planta, valor estadísticamente superior a los de CA6 (3,63); CA10 (3,76); CO1 (3,47); CO3 (4,12); CO7 (5,31); J2 (2,44); J3 (3,83); MA1 (3,44) y SE1 (3,40). También menores, pero en este caso, sin diferencias significativas, son los números medios de raíces de CO6 (5,25); CO9 (5,57) y J1 (5,8).

Como se viene discutiendo en los ensayos de salinidad *in vitro* de plantas de vid silvestre, cuando se añade sal al medio de cultivo, aunque sea a la concentración menor ensayada, 3 gL⁻¹, se observa una acción negativa del efecto de la sal sobre cualquiera de los parámetros estudiados, también en el número de raíces esta acción queda muy patente, descendiendo en todas las poblaciones. En consecuencia, el cómputo final queda entre las 3,4 raíces por planta de J2 y 1 de CO6, sin diferencias estadísticas entre las 13 poblaciones que se han considerado en la prueba. Sí se observa, que la disminución comentada respecto a la hipótesis control es significativa en las plantas de la población HU3, que poseía el mayor número de raíces por planta, 8,36 y al añadir esta concentración de sal se reduce a 3. La población CO9 con 5,57 raíces en la concentración 0 de sal, pasa a 2,56; CO6 de 5,25 pasa a solamente una raíz por planta, y CO1 de 3,47 pasa a 2.

En el nivel de 5 gL^{-1} , solamente 5 poblaciones, como se comentó en el apartado de emisión radicular, han emitido raíz estando el número de las mismas (tabla 10) entre las 5,5 de HU3, que vuelve a tener de nuevo una posición destacada en este parámetro, aunque sin significación estadística respecto al resto, y 1,33 de CO6. Las concentraciones superiores de 7 y 9 gL^{-1} inhiben prácticamente en su totalidad la emisión radicular salvo la población J1, cuyas plantas emiten una raíz de media.

Tabla 51.- Número medio de raíces de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	CO9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	3,63 a A	3,76 a A	3,47 a B	4,12 a A	5,25 ab A	5,31a A	5,57 ab B	8,36 b B	5,8 ab A	2,44 a A	3,83 a A	3,44 a A	3,4 a A
3 g/L ⁻¹	2 a A	1,5 a A	2 a A	3 a A	1 a A	3,33 a A	2,56 a A	3 a A	2 a A	3,4 a A	3,33 a A	2 a A	3,03 a A
5 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	1,4 a A	0 a A	1,33 a A	2,8 a A	0 a A	5,5 a AB	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	2,21 a A
7 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	1 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A
9 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones.

Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

XVI.3.1.8. Longitud media de raíces.

En la tabla 52 se indican las longitudes medias de las raíces emitidas en el control y en cada una de las concentraciones salinas ensayadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

En el control se observa que la longitud media de las raíces, considerando la totalidad de las poblaciones es de 4,75 cm. Destacan las longitudes registradas en HU3 con 5,82 cm, aunque sin diferencias estadísticamente significativas con los valores medidos en las plantas de CO6 (6); CO9 (5,35); CO6 (5,3); J1 (5,12); CO3 (4,97); MA1 (4,85) y CO1 (4,61). Estadísticamente inferiores a estas longitudes son las de SE1 (4,47); CO7 (4,41); CA10 (4,18); J3 (3,41) y J2 (3,28).

En el nivel de 3 gL^{-1} , desciende la longitud de las raíces de las plantas de todas las poblaciones, situándose los valores más altos entre los 4,53 cm de SE1 y los 2 cm de CO6 sin diferencias estadísticas entre ellos. Las dos longitudes medias más elevadas (SE1; 4,53 cm y CO1; 3,25 cm) son significativamente superiores a las de CA10 (1,87 cm) y CO9 (1,34 cm) siendo esta última inferior a la media de raíces de HU3 (4,1 cm) y CO1 (3,35 cm).

Las longitudes de las plantas que han emitido raíz en la concentración salina de 3 gL^{-1} , no presentan diferencias entre sí, desde el valor de 3,35 cm de SE1 al menor de 1,5 cm de CO7. En los niveles salinos más altos, como se ha venido discutiendo en los apartados de desarrollo radicular solamente en el nivel de 7 gL^{-1} de NaCl, las plantas de la población J1 induce raíces con una longitud media de 1,5 cm.

Es de interés comentar el hecho de que las plantas, en las condiciones de cultivo ensayadas, poseen una relación directa entre

número y longitud de raíces ($r=0.9958$), lo que está en contraposición con lo manifestado generalmente en la bibliografía, es decir, las plantas que poseen menor número de raíces también son las que tienen mayor longitud. La relación directa encontrada en el presente trabajo debe atribuirse a un fuerte efecto de la sal, que induce un sistema radicular muy pobre.

Tabla 52.- Longitud media (cm) de las raíces de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo.

Salinidad	POBLACIONES												
	CA6	CA10	CO1	CO3	CO6	CO7	CO9	HU3	J1	J2	J3	MA1	SE1
0 g/L ⁻¹	5,3 cd B	4,18 abc A	4,61 abcd B	4,97 bcd B	6 cd A	4,41 abc B	5,35 cd B	5,82 d B	5,12 bcd B	3,28 ab A	3,41 a A	4,85 abcd B	4,47 abc C
3 g/L ⁻¹	3,3 abc AB	1,87 ab A	3,35 bc B	3,25 c AB	2 abc A	4 abc B	1,34 a A	4,1 bc AB	2,33 abc A	2,6 abc A	3,23 abc A	3,5 abc B	4,53 c C
5 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	2,6 a AB	0 a A	2,97 a A	1,5 a A	0 a A	2,75 a AB	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	3,35 a B
7 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	1,5 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A
9 g/L ⁻¹	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A	0 a A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones.

Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

XVI.3.1.9. Influencia de la concentración de NaCl sobre el contenido de N, K, Ca y Na en plantas de vid silvestre cultivadas *in vitro*.

En la tabla 53 indican los contenidos de N, K, Ca y Na (% de m.s.) en plantas de cada una de las poblaciones de vid silvestre CA6, CA10, CO3, CO9, HU3, J3, MA1 y SE1, en relación con los niveles de NaCl ensayados. Hay que destacar la circunstancia de que solamente se pudieron analizar las plantas de vid silvestre hasta el nivel de 5 gL^{-1} (50 mM), dado que por encima de este nivel la supervivencia de las plantas de vid silvestre cultivadas *in vitro* fue prácticamente nula (tabla 4).

En la tabla 12 se observa que los valores medios de Na^+ para las plantas de las distintas poblaciones son de 0.168 % de m.s. cuando la planta crece en ausencia de sal, 1,92 % m.s. cuando se añaden al medio 3 gL^{-1} de NaCl y 2,3 % m.s. con la concentración de 5 gL^{-1} . Es decir, el contenido de Na en la planta (media de todas las poblaciones) aumenta de forma significativa ($r=0.9711$) ($p \leq 0.05$) cuando se incrementan los niveles de NaCl en el medio de cultivo. En consecuencia, esta relación es alta en las plantas de todas las poblaciones y, en particular muy significativa ($p \leq 0.05$) en la población SE1 ($r=0.9971$), lo que de acuerdo con Kishore *et al.*, 1985, incide en la baja supervivencia observada en la vid silvestre.

Tabla 53.- Contenidos de N, K, Ca y Na (% de m.s.), relación Na/K en plantas de poblaciones de vid silvestre CA6, CA10, CO3, CO9, HU3, J3, MA1 y SE1, tras desarrollarse *in vitro* en medio con niveles crecientes de sal durante 60 días.

	Poblaciones	CA6	CA10	CO3	CO9	HU3	J3	MA1	SE1	Media
Niveles Na	0	0,145	0,163	0,182	0,167	0,138	0,134	0,188	0,227	0,168
	3	1,33	1,27	1,82	1,49	1,52	1,71	1,33	4,89	1,92
	5	1,47	1,18	1,66	1	1,67	1,46	1	8,96	2,3
Coef. Corr. Sal-Na		0,9516 2071	0,8861 1664	0,8788 5396		0,9493 2517	0,8489 7335		0,9971 303	0,9711 5384
Niveles K	0	1,3	1,52	1,58	1,49	1,29	1,28	1,48	1,51	1,4312 5
	3	0,781	1,05	1,1	0,748	1,03	1,03	0,452	1,66	0,9813 75
	5	0,39	0,55	0,574		0,45	0,49		1,73	0,6973 3333
Coef. Corr. Sal-K		- 0,9994 2447	- 0,9911 9302	- 0,9900 2608		- 0,9455 6927	- 0,9480 3028	1	-1	- 0,9998 9103
Relación Na/K		0,1115 3846	0,1072 3684	0,1151 8987	0,1120 8054	0,1069 7674	0,1046 875	0,1270 2703	0,1503 3113	0,1168 8351
		1,7029 4494	1,2095 2381	1,6545 4545	1,9919 7861	1,4757 2816	1,6601 9417	2,9424 7788	2,9457 8313	1,9478 9702
		3,7692 3077	2,1454 5455	2,8919 8606		3,7111 1111	2,9795 9184		5,1791 9075	3,4460 9418
		0,9820 4603	0,9976 9749	0,9986 3428		0,9681 894	0,9977 1734		0,9987 2396	0,9983 5835
Niveles Ca	0	0,384	0,347	0,384	0,317	0,534	0,652	0,326	0,281	0,4031 25
	3	0,486	0,232	0,329	0,385	0,413	0,372	0,35	0,318	0,3606 25
	5	0,553	0,255	0,212		0,346	0,349		0,316	0,3385
Coef. Corr. Sal-Ca		0,9999 9182	- 0,8283 0553	- 0,9491 8926		- 0,9987 8115	- 0,9426 17	-1	0,8975 0678	- 0,9978 8207
Niveles N	0		2,73	2,34	2,79	2,51	1,61	3,1	2,55	2,5185 7143
	3		3,47	2,47	3,49	2,94	1,89		2,55	2,8016 6667
	5		2,71	2,71		3,41			2,74	2,8925
Coef. Corr. Sal-N			0,0917 4183	0,9596 7596		0,9901 2995			0,8029 5507	0,9849 6798

En la citada tabla 53, se puede observar que los niveles de K (% de m.s.) van desde 1,43 cuando no hay sal en el medio, hasta 0,98 y 0,69 cuando se aumentan los niveles de sal a 3 y 5 gL⁻¹ respectivamente. En consecuencia, queda también muy clara la relación entre niveles crecientes de NaCl al medio de cultivo y la disminución de K en los tejidos de la planta completa de vid silvestre. Así, en la media de todas las poblaciones el coeficiente de correlación entre ambos parámetros es altamente significativo ($r = -0.9998$). En este sentido destacan las plantas de la población CA6 con una relación claramente inversa ($p \leq 0.05$) entre ambos parámetros ($r = -0.9999$), lo que está de acuerdo con lo observado por GARCÍA y CHARBAJI, 1993. Por consiguiente, los valores discutidos de Na y K confirman el antagonismo Na/K (tabla 53) también observada por TRONCOSO *et al.*, 1999 para variedades y portainjertos de vid cultivados *in vitro* en concentraciones crecientes de sal. Varios autores (DEVITT *et al.*, 1981; ASLAM *et al.*, 1988) proponen esta relación como un buen indicador de tolerancia a la sal en la vid en condiciones de campo y TRONCOSO *et al.*, 1999 la confirman para las condiciones de cultivo *in vitro* de vid. Todo ello, lleva a una relación directa altamente significativa ($p \leq 0.05$) entre las medias de dicho cociente 0,1168; 1,947 y 3,446 y sus respectivos niveles de sal 0, 3 y 5 gL⁻¹ (tabla 53), con un coeficiente de correlación de $r = 0.9983$. Por consiguiente, varias poblaciones poseen plantas donde este cociente está muy relacionado con la sal del medio y, por tanto, presentan coeficientes de correlación altamente significativos ($p \leq 0.05$) como CA10 ($r = 0.997$); CO3 ($r = 0.9986$); J3 ($r = 0.9977$) y SE1 ($r = 0.9987$).

Respecto al contenido en Ca⁺, no se observa una relación clara entre la concentración de calcio y salinidad. Hay que destacar el comportamiento mostrado por las plantas de las poblaciones CA6 y CO9. En el primer caso existe una clara acumulación de Ca²⁺ a medida que aumenta la concentración salina (tabla 53), que incluso resulta muy

significativo a nivel estadístico ($r= 0.9999$), en el segundo también los datos de que se dispone indican una tendencia a la acumulación de Ca cuando se aumenta el nivel de sal a 3 gL^{-1} . Sin embargo, en el conjunto de los valores obtenidos, los porcentajes medios de contenido en Ca para las plantas de las poblaciones en consideración y para concentraciones salinas de 0, 3 y 5 gL^{-1} son de 0,403; 0,360 y 0,338 respectivamente (tabla 53), lo que representa un porcentaje de correlación de $r=-0.997$ muy significativo ($p \leq 0.05$), y, por tanto, en general, los niveles de este elemento disminuirían de manera directamente proporcional al aumento de la concentración salina del medio, lo que estaría de acuerdo con lo indicado por TRONCOSO *et al.*, 1999 para variedades de vid cultivada. Esta circunstancia vendría muy marcada por las plantas de la población HU3 donde esta relación inversa es muy clara y, por tanto, significativa, ($r=0,9987$). En consecuencia, ante el carácter contrapuesto de los resultados obtenidos, sería de interés realizar nuevos experimentos para aclarar el comportamiento de dicho elemento respecto a la sal.

Las plantas de vid silvestre estudiadas presentan unos valores medios de N de 2,51; 2,8 y 2,89 % de m.s. (tabla 53). Aunque estos valores son fisiológicamente idénticos, sí presentan una relación directa ($r= 0.984$) con los incrementos de sal en el medio de cultivo. Sin embargo, esta relación no es significativa como en el caso de los nutrientes anteriormente discutidos y, en consecuencia, tampoco ninguna de las poblaciones estudiadas presenta una correlación tan elevada como en casos anteriores. También otros autores (TRONCOSO *et al.*, 1999) han encontrado un comportamiento similar del N en situaciones de niveles crecientes de NaCl en el medio de cultivo en condiciones *in vitro* para la vid, que relacionan con un menor desarrollo de la planta.

En consecuencia, y como resumen del comportamiento de vid silvestre andaluza cultivada *in vitro* en medio VID con concentraciones

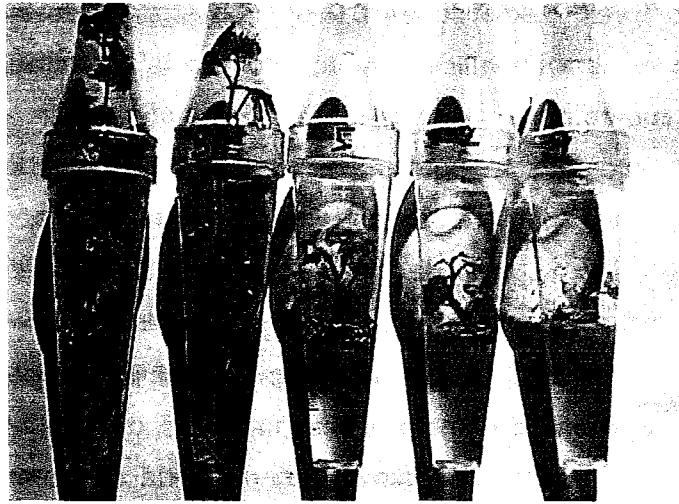


Figura 184.- Plantas de vid silvestre creciendo *in vitro* en las distintas concentraciones salinas ensayadas.

crecientes de NaCl, se deduce un nivel de tolerancia *in vitro* a NaCl, comprendido entre 5 y 7 gL⁻¹ (figura 184), donde se encuentran importantes diferencias estadísticas respecto a la concentración de 3 gL⁻¹. Sin embargo, existen, en el global del ensayo, poblaciones muy sensibles como J3, cuyas plantas no superan en absoluto el nivel de 7 gL⁻¹ y con pérdidas muy considerables (50 %) al nivel de 3 gL⁻¹ y, en consecuencia estarían dentro de las consideradas como no tolerantes de acuerdo con la clasificación efectuada por TRONCOSO *et al.*, 1999 o muy tolerantes como es el caso de CO7, con un 75% de supervivencia en el nivel de 9 gL⁻¹. Estas tendencias se vuelven a encontrar en los parámetros estudiados, sufriendo, en la generalidad de las poblaciones, tanto en la parte aérea (tablas 47, 48 y 49) como radicular (tablas 50, 51 y 52) daños importantes por encima de los 5 gL⁻¹ sin encontrar diferencias estadísticas entre poblaciones.

Como se indicó en el apartado 3.1.1 las pérdidas y bajos desarrollos encontrados en las plantas por encima del nivel de NaCl de 3

gL⁻¹, no se pueden asociar exclusivamente a desequilibrios hídricos provocados en la planta por cambios en el potencial osmótico de la célula, sino también al efecto tóxico que producen los elevados niveles de Na⁺ en los tejidos de las plantas, con una correlación muy clara con niveles bajos de K⁺, por otro lado, aunque de forma menos significativa, los niveles de N también sufren aumentos cuando se aumenta el nivel de sal en el medio.

La emisión de raíces y su desarrollo en los niveles más bajos de sal, junto con un adecuado desarrollo de la parte aérea, vuelve a confirmar el buen comportamiento que el medio de cultivo (VID, TRONCOSO *et al.*, 1990) (tabla 25) tiene para el cultivo de la vid, volviéndose a destacar la capacidad de este medio para, en una misma fase, procurar un desarrollo idóneo de la parte aérea y de la parte radicular.

XVI.3.2. Ensayo en cámara de cultivo de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de NaCl.

En la tabla 54 se indica el número de plantas de las poblaciones J3 y HU3 de vid silvestre, sobre las que se ha efectuado el ensayo en cámara de cultivo en cada una de las concentraciones salinas estudiadas, una vez superada la fase de adaptación a condiciones externas.

Tabla 54.- Número de plantas estudiadas de las poblaciones HU3 y J3.

Concentración de NaCl gL ⁻¹	Número de plantas	
	J3	HU3
0	13	11
3	14	11

5	14	11
7	15	11
9	15	11

XVI.3.2.1. Supervivencia.

En la tabla 55 se indican los porcentajes de supervivencia de las plantas de las poblaciones ensayadas, J3 y HU3, de vid silvestre cultivadas en cámara de cultivo con concentraciones crecientes de NaCl durante 30 días.

Tabla 55.- Porcentaje de supervivencia obtenidos en plantas de las poblaciones J3 y HU3 de vid silvestre cuando se cultivan durante 30 días en cámara de cultivo en concentraciones crecientes de sal.

Niveles de NaCl	Número de plantas		Número de plantas vivas (30 días)		% de supervivencia	
	J3	HU3	J3	HU3	J3	HU3
0	13	11	13	11	100 B	100 C
3	14	11	11	9	78,57 B	90,9 CB
5	14	11	2	6	14,28 A	54,54 BA
7	15	11	1	6	6,25 A	54,54 BA
9	15	11	2	3	13,13 A	27,27 A

Letras diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos salinos dentro de cada población.

En dicha tabla se observa que existe una relación inversa entre las concentraciones salinas adicionadas al medio de cultivo y los porcentajes de supervivencia, tanto de las plantas de la población J3 ($r = -0.9062$), como de las de HU3 (-0.9584). No obstante, en el primer caso este

coeficiente de correlación no es significativo a nivel estadístico, debido, posiblemente, al porcentaje de plantas supervivientes (13,13) encontrado en la mayor concentración de sal, 9 gL^{-1} , ligeramente superior al obtenido en el nivel salino de 7 gL^{-1} , 6,25%. Se observa en la tabla 14 que el umbral de daño que la sal produce en las plantas de vid silvestre de la población de J3 cultivadas en cámara de cultivo, se encuentra en los 3 gL^{-1} (78,57%) por encima del cual la supervivencia se ve muy afectada ($p \leq 0.01$) disminuyendo al 14,28% al nivel de 5 gL^{-1} . Estos resultados coinciden en gran parte con los obtenidos para plantas de esta población cultivadas *in vitro* durante el mismo período de tiempo, 30 días, (tabla 15), ya que, en este último caso, aunque la supervivencia desciende algo más que en maceta, hasta el 50% en el nivel salino de 3 gL^{-1} , también se observa un descenso muy acusado en las concentraciones más elevadas de 5, 7 y 9 gL^{-1} . Así, en el nivel de 5 gL^{-1} , el porcentaje de supervivencia *in vitro* (15,79) es muy similar al obtenido en cámara de cultivo, 13,13, mientras que a niveles mayores de sal en tubo de ensayo, todas las plantas mueren.

Para la otra población estudiada, HU3, las plantas parecen algo más tolerantes (tabla 14), ya que en los niveles de 5 y 7 gL^{-1} las diferencias de supervivencia son estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) a favor de las plantas de HU3. No obstante, al igual que ocurriera en la población J3, también cuando el nivel de sal aumenta por encima de los 3 gL^{-1} , en concreto en la concentración de 5 gL^{-1} , la supervivencia se reduce de manera significativa (tabla 14) hasta prácticamente la mitad (54,54%) respecto a la obtenida en ausencia de sal. También como ocurriera con las plantas de la población J3, existe una correspondencia de estos resultados con los obtenidos *in vitro* (tabla 45) donde las plantas de HU3 se consideran dentro del grupo de las tolerantes, siendo los porcentajes de supervivencia similares a los obtenidos en condiciones externas en todos los niveles salinos excepto en el de 5 gL^{-1} , donde dicho

porcentaje para condiciones *in vitro* es de 92,3 (tabla 4) y en la prueba al exterior resulta sensiblemente ($p \leq 0.05$) más bajo (54,54%).

XVI.3.2.2. Longitud del tallo

En las tablas 56 y 57 se expresa la evolución de la longitud del tallo, medida en centímetros, de plantas de las poblaciones J3 y HU3 respectivamente de vid silvestre cultivadas en cámara de cultivo en condiciones crecientes de NaCl. Para ello, en las citadas tablas se indican los valores de las mediciones efectuadas al inicio de la prueba, una vez alcanzados los niveles salinos requeridos en cada caso y los tomados a los 30 días, en que se consideró finalizada la prueba dado el bajo índice de supervivencia observado transcurrido ese tiempo. Asimismo, se indican los incrementos de crecimiento calculados transcurrido dicho período y los valores medios de dichos incrementos para cada una de las concentraciones salinas. Se observa en la tabla 56 que el incremento medio de crecimiento de las plantas de la población J3 cuando la solución de riego se compone de la solución nutritiva Hoagland sin adición de sal, es de 19,59 cm, (figura 185) valor muy superior ($p \leq 0.01$) (tabla 56) al hallado cuando se añade sal al medio a cualquiera de las concentraciones ensayadas. Es decir, con el nivel de 3 gL^{-1} de NaCl el incremento medio de longitud de la parte aérea es de 1,6 cm, (foto 186) y para las concentraciones de $5,7$ y 9 gL^{-1} de NaCl, todos los incrementos (0,17; 0,82 y 0,68 cm respectivamente) son inferiores a la unidad. En consecuencia, la acción de la sal es muy negativa para las plantas de la población J3 de vid silvestre, con un coeficiente de correlación de $r = -0,8123$, no significativo estadísticamente debido al incremento muy bajo encontrado en la concentración salina de 5 gL^{-1} (foto 187), inferior a los contabilizados para las de 7 (foto 187) y 9. Esta tendencia es la observada también en el caso del ensayo *in vitro*, que aunque sin diferencias estadísticas entre la longitud de las plantas de esta población (tabla 47), en las diferentes

concentraciones salinas, sí sufre un descenso de casi el 50% cuando se añaden 3 gL^{-1} de sal al medio y no existe desarrollo alguno cuando la concentración salina es de 7 y 9 gL^{-1} .



Figura 185.- Desarrollo de plantas de la población J3 en ausencia de NaCl.



Figura 186.- Desarrollo de plantas de la población J3 con adición de NaCl (3 gL^{-1}).

Las plantas de la población HU3 (tabla 57) presentan un incremento medio en el desarrollo del tallo a los 30 días de cultivo de $4,4 \text{ cm}$, muy superior ($p \leq 0.05$) al encontrado cuando se añade sal al medio en cualquiera de los niveles utilizados en el experimento. Por lo tanto, con la adición al medio de 3 gL^{-1} de NaCl, el incremento medio de la longitud de la parte aérea es muy inferior ($2,5 \text{ cm}$), similar al obtenido en las concentraciones de 5 y 7 gL^{-1} de sal, ($1,35$ y $1,84 \text{ cm}$ respectivamente) y superior ($p \leq 0.05$) al desarrollo medio más bajo inducido en la máxima concentración de sal ensayada (9 gL^{-1}) de NaCl ($0,89 \text{ cm}$) (tabla 57). Este valor, a su vez, resulta similar a nivel



Figura 187.- Desarrollo de plantas de la población J3 con adición de NaCl (5 gL^{-1}) y (7 gL^{-1}) respectivamente.

estadístico ($p \leq 0.05$) al desarrollo obtenido en las concentraciones de 5 y 7 gL^{-1} .

Por consiguiente, al igual que en el caso de J3, la acción de la sal en las plantas de esta población es muy negativa, con un coeficiente de correlación de -0.9177 , superior al calculado en las plantas de la población J3, pero tampoco significativo a nivel estadístico, debido, en este caso, al incremento, relativamente alto, sobre todo respecto al nivel de 5 gL^{-1} , encontrado en las plantas de la concentración de 7 gL^{-1} , que altera la clara tendencia descendente que provocan en el desarrollo del tallo los niveles crecientes de NaCl añadidos al sustrato. El

comportamiento ante la sal en maceta de las plantas de HU3 resulta similar al observado *in vitro* (tabla 47), con un descenso importante del crecimiento cuando se añade 3 gL^{-1} de NaCl, que en ambos casos (in vitro y en cámara de crecimiento) son muy significativos ($p \leq 0.01$). En las concentraciones más elevadas de sal hay una reducción muy importante

del desarrollo de la parte aérea, muy significativo en el caso del cultivo *in vitro* para plantas de esta población (tabla 47) y sin significación en el caso de macetas para las concentraciones de 5 y 7 gL⁻¹, debido como ya se ha indicado al crecimiento algo elevado obtenido en la concentración de 7 gL⁻¹.

Cuando se compara el desarrollo de la parte aérea de las plantas de ambas poblaciones en maceta, se observa en este experimento (tabla 17), en contra de lo obtenido *in vitro*, un incremento medio de longitud muy superior ($p \leq 0,05$) de las plantas de la población J3 (19,08 cm) cuando se cultivan en ausencia de sal, respecto al obtenido en las de HU3 (4,40 cm). Esta tendencia se invierte cuando se adiciona NaCl al medio de cultivo, desarrollándose más las plantas de la población HU3, llegando esta diferencia a ser estadísticamente significativa ($p \leq 0,05$) en los niveles de 5 y 7 gL⁻¹. Esto confirma la apreciación indicada en el ensayo *in vitro* de una mayor tolerancia de la población HU3 frente a la sal del medio..

Tabla 56.- Evolución de la longitud del tallo de plantas de la población J3 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de NaCl.

0 gL ⁻¹		3 gL ⁻¹		5 gL ⁻¹		7 gL ⁻¹		9 gL ⁻¹		Incrementos				
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 gL ⁻¹	3 gL ⁻¹	5 gL ⁻¹	7 gL ⁻¹	9 gL ⁻¹
10	15.5	16	16	10.2	10.2	13	13	5.9	7.5	5.5	0	0	0	1.6
9.4	20	8.3	9.3	10.5	10.5	10.5	13.4	11	11	10.6	1	0	2.9	0
8.2	39.5	13.1	13.6	3.5	4	10	11.5	13.9	15	31.3	0.5	0.5	1.5	1.1
10.2	55.8	3		9.2	9.5	8.6	10	6	7.3	45.6		0.3	1.4	1.3
7.5	15.5	9.5	9.5	9.2	9.2	7	7.1	12.4	13	8	0	0	0.1	0.6
12	27	11.5	15.5	8.3	8.3	5.5	5.6	10.2	11.1	15	4	0	0.1	0.9
13	33.7	13.5	14.7	9.2	9.2	8.5	8.8	9	9.5	20.7	1.2	0	0.3	0.5
11	38.2	13.5	16	11.5	12	8.5	10.5	7.5	7.5	27.2	2.5	0.5	2	0
12	37.6	12	13.5	8.5	8.5	12	12	9	9	25.6	1.5	0	0	0
11.3	22.3	14.5	18.4	12.3	12.3	3.6	5.4	12.5	14	11	3.9	0	1.8	1.5
11	25	13.5	14	7	8	10.5	10.5	12	12	14	0.5	1	0	0
12	59.7	10.5	12.6	8.6	8.8	1	1	6.8	6.8	47.7	2.1	0.2	0	0
10	30	11	13	10.6	10.6	3.1	4.5	7	8.5	20	2	0	1.4	1.5
11.5	18			10	10	10.5	10.6	5.5	6.7	6.5		0	0.1	1.2
9.8	15					9.8	10.5	11	11	5.2			0.7	0
7	18.5									11,5				
Media 10,36	29,45	11,53	13,84	9,18	9,36	8,14	8,96	9,31	9,99	19,08 B	1,6 A	0,178 A	0,82 A	0,68 A

Tabla 57.- Evolución de la longitud del tallo de plantas de la población HU3 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de NaCl.

0 gL ⁻¹		3 gL ⁻¹		5 gL ⁻¹		7 gL ⁻¹		9 gL ⁻¹		Incrementos				
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 gL ⁻¹	3 gL ⁻¹	5 gL ⁻¹	7 gL ⁻¹	9 gL ⁻¹
8	12	6	8	4	5,1	10,2	11,5	3,2	5,5	4	2	1,1	1,3	2,3
7	11,5	15	19	13,4	14	9	10	10,1	13,1	4,5	4	0,6	1	3
11	16	11,5	16,5	8,5	9,5	4,3	5,3	3	3,5	5	5	1	1	0,5
10	14	7,5	9,5	8,4	10	10	12	2,05	2,15	4	2	1,6	2	0,1
9	14	5	5,3	8	10	15	19,5	12	13	5	0,3	2	4,5	1
12,5	16,5	15,3	17,5	7,7	8,5	9,5	10,5	2	2,15	4	2,2	0,8	1	0,15
8	11	15	18	9	11	4	6	1	1,5	3	3	2	2	0,5
14	21	15,5	19,5	6	8	2	2	13,4	13,4	7	4	2	0	0
13	18	3	4,1	4,7	5,5	14	18	4,6	4,6	5	1,1	0,8	4	0
13,5	18	9	12	13,5	15,5	13	15	2	3	4,5	3	2	2	1
4,5	7	5	6	10,5	11,5	12	13,5	1,8	3,1	2,5	1	1	1,5	1,3
Media 10,04	14,45	9,8	12,30	8,51	9,87	9,36	11,20	5,01	5,90	4,40 C	2,50 B	1,35 AB	1,84 AB	0,89 A

Tabla 58. Niveles de significación entre los incrementos medios de longitud de la parte aérea de las plantas de las poblaciones J3 y HU3 en relación con los niveles salinos ensayados.

Niveles de NaCl (gL ⁻¹)	Incremento medio de longitud en plantas de J3	Incremento medio de longitud en plantas de HU3	Valores de t y significación
0	19,08	4,40	3,61 (p≤0.01)
3	1,6	2,50	1,55 ns
5	0,178	1,35	6,66 (p≤0.01)
7	0,82	1,84	2,30 (p≤0.05)
9	0,68	0,89	0,67 ns

XVI.3.2.3. Número medio de brotes

En las tablas 59 y 60 se indica la evolución del número medio de brotes de plantas de las poblaciones J3 y HU3, respectivamente, de vid silvestre cultivadas en cámara de cultivo con niveles crecientes de NaCl. Para ello, a semejanza de la tabla anterior se expresan los valores del número medio de ramificaciones contabilizados al inicio de la prueba, una vez alcanzados los niveles salinos requeridos en cada caso y los cuantificados a los 30 días. Asimismo, al igual que ocurriera para la longitud, se indican los incrementos en el número medio de brotes habidos en el período de tiempo indicado y los valores medios de dichos incrementos para cada una de las concentraciones salinas ensayadas. En ausencia de NaCl, se obtienen plantas con una media de brotes de 11,25 para J3 (tabla 59) y de 4,36 para HU3 (tabla 60) a los 30 días de cultivo, lo

que representa, en ambos casos, un incremento respecto al valor medido al inicio de la prueba de 9,93 para J3 y 2 para HU3, al igual que ocurriera con la longitud, cuando se añaden a la solución de riego 3 gL⁻¹ de NaCl, hay una reducción muy significativa ($p \leq 0.01$), pasando el número medio de brotes a 4 en el caso de las plantas de J3 (tabla 59) y a 2,36 en el de HU3 (tabla 60), lo que representa un incremento de 2,33 y de 0,63 respectivamente. A concentraciones mayores de sal, no hay, prácticamente, desarrollo de brotaciones laterales en las plantas de J3, a excepción de un incremento de 0,2 brotes que aparece en la concentración de 9 gL⁻¹ de NaCl. Sin embargo, en el caso de HU3 las plantas a los niveles de 5 y 7 gL⁻¹ de NaCl sí desarrollan ramificaciones laterales, 0,45 y 0,36 respectivamente, aunque se siguen manteniendo las diferencias significativas al nivel del 99% respecto a la ausencia de sal. En consecuencia, existe una correlación inversa para las plantas de J3 ($r = -0,8693$) y para las de HU3 ($r = -0,9167$) significativas ($(p \leq 0.05)$ para las primeras y ($p \leq 0.01$)) para las segundas entre el número de brotes y las concentraciones salinas empleadas.

Las plantas de ambas poblaciones J3 y HU3 de nuevo presentan un comportamiento similar al estudiado en condiciones *in vitro* (tabla 7), pues en esas condiciones muestran, en ausencia de sal, un número medio de brotes por planta de 1,87 (J3) y 2,1 (HU3), y aunque sin diferencias estadísticas, para el caso de J3, con la adición de 3 gL⁻¹ de NaCl dicho número se reduce hasta 1,15, y para HU3 a 1,13 ($p \leq 0,01$). Las plantas de J3 no desarrollaron ningún brote nuevo en las concentraciones de 5,7 y 9 gL⁻¹, las de HU3 desarrollaron una media de ramificaciones laterales de 1,15 en la concentración de 5 gL⁻¹, pero, al igual que las plantas de J3 no se encontró ningún brote lateral en las concentraciones de 7 y 9 gL⁻¹.

Tabla 59.- Evolución del número medio de brotes de plantas de la población J3 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de NaCl.

0 gL ⁻¹		3 gL ⁻¹		5 gL ⁻¹		7 gL ⁻¹		9 gL ⁻¹		Incrementos				
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 gL ⁻¹	3 gL ⁻¹	5 gL ⁻¹	7 gL ⁻¹	9 gL ⁻¹
2	13	3	3	1	1	1	1	2	2	11	0	0	0	0
3	9	2	3	1	1	1	1	1	2	6	1	0	0	1
1	6	1	2	2	2	3	3	2	2	5	1	0	0	0
1	7	1		1	1	1	1	1	1	6		0	0	0
2	10	4	6	3	3	1	1	2	2	8	2	0	0	0
3	12	1	6	1	1	1	1	3	4	9	5	0	0	1
1	12	1	3	1	1	1	1	1	1	11	2	0	0	0
1	12	1	4	1	1	1	1	3	3	11	3	0	0	0
1	7	2	5	2	2	1	1	1	1	6	3	0	0	0
1	11	1	8	1	1	1	2	3	3	10	7	0	1	0
1	18	1	2	4	4	1	1	1	1	17	1	0	0	0
1	11	2	3	1	1	1	1	1	2	10	1	0	0	1
3	16	1	3	1	1	2	2	2	2	13	2	0	0	0
1	16			2	2	1	1	1	1	15		0	0	0
2	13					2	2	2	2	11			0	0
3	7													
Media 1,68	11,25	1,61	4	1,57	1,57	1,26	1,33	1,73	1,93	9,93 C	2,33 B	0 A	0,06 A	0,2 AB

Tabla 60.- Evolución del número medio de brotes de plantas de la población HU3 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de NaCl.

0 gL ⁻¹		3 gL ⁻¹		5 gL ⁻¹		7 gL ⁻¹		9 gL ⁻¹		Incrementos				
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 gL ⁻¹	3 gL ⁻¹	5 gL ⁻¹	7 gL ⁻¹	9 gL ⁻¹
2	4	1	1	1	2	2	5	1	1	2	0	1	3	0
3	5	2	4	2	3	1	1	1	1	2	2	1	0	0
2	3	3	4	2	4	1	1	1	1	1	1	2	0	0
3	6	1	1	2	2	2	3	1	1	3	0	0	1	0
1	2	1	1	1	1	2	2	2	2	1	0	0	0	0
3	5	2	3	1	1	3	3	1	1	2	1	0	0	0
3	7	2	2	2	2	1	1	1	1	4	0	1	0	0
2	4	2	2	1	2	1	1	1	1	2	0	0	0	0
3	6	1	1	1	1	1	1	1	1	3	0	0	0	0
3	5	3	6	1	1	3	3	1	1	2	3	0	0	0
1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0		0	0
Media 2,363	4,363	1,727	2,363	1,363	1,818	1,636	2	1,091	1,091	2 B	0,636 AB	0,454 A	0,363 A	0 A

Tabla 61.- Niveles de significación entre los incrementos medios de número de brotes de las plantas de las poblaciones J3 y HU3 en relación con los niveles salinos ensayados.

Niveles de NaCl (gL ⁻¹)	Incremento medio del número de brotes en plantas de J3	Incremento medio del número de brotes en plantas de HU3	Valores de t y significación
0	9,93	2	7,36 (p≤0.01)
3	2,33	0,636	2,55 (p≤0.05)
5	0	1,454	2,45 (p≤0.05)
7	0,06	1,363	1,19 ns
9	0,2	0	1,59 ns

La comparación entre el comportamiento de las plantas de ambas poblaciones en maceta (tabla 61) indica, al igual que ocurriera para la longitud, y en contra de lo encontrado *in vitro*, un incremento del número de brotes superior estadísticamente en las plantas de la población J3 en ausencia de sal (9,93) y con la adición de 3 gL⁻¹ de NaCl (2,33), frente al obtenido en HU3 (2 y 0,636 respectivamente). Posteriormente de manera semejante a la longitud, la tendencia indicada se invierte con la presencia de sal en el sustrato, siendo la diferencia a favor de HU3 al nivel de sal de 5 gL⁻¹ significativa (p≤0,05) (tabla 61).

XVI.3.2.4. Número medio de yemas

En las tablas 62 y 63 se indica la evolución del número medio de yemas de plantas de las poblaciones J3 y HU3 de vid silvestre cultivadas en cámara de cultivo con concentraciones crecientes de NaCl en el agua de riego. Para ello, como se ha indicado, en dichas tablas se expresan los valores del número medio de yemas contados al inicio de la prueba, es decir, una vez alcanzado cada nivel salino final y los contabilizados a los 30 días de cultivo en esas condiciones. Se observa en las tablas que, como se ha comentado para la longitud media del tallo y número medio de brotes, cuando la solución de riego carece de NaCl, el número medio de yemas obtenido en las plantas de la población de vid silvestre J3, transcurridos 30 días es de 46,12 y en las de HU3, 20,09, lo que representa un incremento de 35 nuevas yemas para plantas de la primera población y de 9 para las de la segunda, respecto al medido al inicio de la prueba, números muy superiores estadísticamente ($p \leq 0.01$) (tablas 62 y 63) a los observados en las plantas de la concentración salina de 3 gL^{-1} , que es de 18,33 y 16,36 respectivamente, y supone un incremento de solamente 3,91 yemas en el caso de J3 y de 3,091 en el de HU3 respecto al medido al inicio de la prueba. De nuevo, todas las plantas desarrolladas en los niveles superiores de NaCl ensayados, 5, 7 y 9 gL^{-1} , presentan, a los 30 días, números de yemas (11,5; 7,6 y 10,1 para plantas de J3 y 14,5; 15,2 y 5,6 para plantas de HU3) muy similares a sus respectivos controles (11,5; 7,2; 9,8 y 10,4; 11,9; 5,2 respectivamente) e inferiores al obtenido en ausencia de sal, no encontrándose diferencias estadísticas entre ellos. Por ello, existe una correlación inversa, $r = -0,8123$ para J3 y $r = -0,9128$ para HU3, entre el número medio de yemas por planta y los niveles de salinidad empleados, aunque al igual que ocurriera con la longitud media y, por la misma razón, no sea significativo a nivel estadístico en el caso de J3. En esta ocasión, número medio de yemas por planta, la semejanza con lo que ocurriera *in vitro* en plantas de ambas poblaciones es aún mayor que para

la longitud media y el número de brotes, ya que también en ese caso (tabla 19) se encuentran diferencias significativas entre el número de yemas por planta en ausencia de sal (9,5 y 15,05 para plantas de las poblaciones J3 y HU3 respectivamente) y el obtenido en la concentración de 3 gL^{-1} (2,61 y 4,73).

Tabla 62.- Evolución del número de yemas de plantas de la población J3 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de NaCl.

0 gL ⁻¹		3 gL ⁻¹		5 gL ⁻¹		7 gL ⁻¹		9 gL ⁻¹		0 g l ⁻¹	3	incrementos		
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 g l ⁻¹	3	5	7	9
9	47	15	15	9	9	8	8	8	8	38	0	0	0	0
10	32	16	16	11	11	9	9	10	11	22	0	0	0	1
11	27	12	15	8	8	12	12	12	12	16	3	0	0	0
10	31	3	M	10	10	7	7	6	6	21		0	0	0
10	42	30	30	14	14	7	7	12	12	32	0	0	0	0
16	53	14	21	9	9	6	6	17	17	37	7	0	0	0
10	41	11	16	9	9	8	8	9	9	31	5	0	0	0
10	45	10	15	10	10	5	7	11	11	35	5	0	2	0
11	40	15	17	14	14	11	11	7	7	29	2	0	0	0
12	46	12	26	11	11	3	6	15	15	34	14	0	3	0
10	65	10	13	24	24	9	9	8	8	55	3	0	0	0
10	44	18	20	11	11	1	1	5	9	34	2	0	0	4
13	68	10	16	9	9	6	8	8	8	55	6	0	2	0
12	63			12	12	8	8	7	7	51		0	0	0
11	46					8	8	12	12	35			0	0
15	48													
Media 11,25	46,12	13,53	18,33	11,5	11,5	7,2	7,66	9,8	10,13	35 B	3.91 A	0 A	0.46 A	0.33 A

Tabla 63.- Evolución del número de yemas de plantas de la población HU3 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de NaCl.

0 gL ⁻¹		3 gL ⁻¹		5 gL ⁻¹		7 gL ⁻¹		9 gL ⁻¹		Incrementos				
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 gL ⁻¹	3	5	7	9
6	16	5	6	1	3	6	15	2	3	10	1	2	9	1
9	20	11	15	7	11	6	7	7	8	11	4	4	1	0
8	12	10	17	8	13	2	2	2	3	4	7	5	0	1
12	29	4	6	8	11	6	7	2	2	17	2	3	1	0
6	10	3	4	5	7	10	13	12	13	4	1	2	3	1
8	14	10	14	5	5	4	5	2	2	6	4	0	1	0
8	20	11	15	8	9	2	4	1	1	12	4	1	2	0
7	17	10	11	4	6	1	1	1	1	10	1	2	0	0
13	21	1	2	3	4	5	7	3	3	8	1	1	2	0
11	26	11	18	6	7	8	10	2	2	15	7	1	2	0
1	3	4	6	5	7	6	8	2	2	2	2	2	2	0
9,09	20,09	11,27	16,36	10,45	14,54	11,09	15,18	5,27	5,63					
Medi a in cre men.										9	3,091	2,091	2,091	0,272

Tabla 64.- Niveles de significación entre los incrementos medios de número de yemas de las plantas de las poblaciones J3 y HU3 en relación con los niveles salinos ensayados.

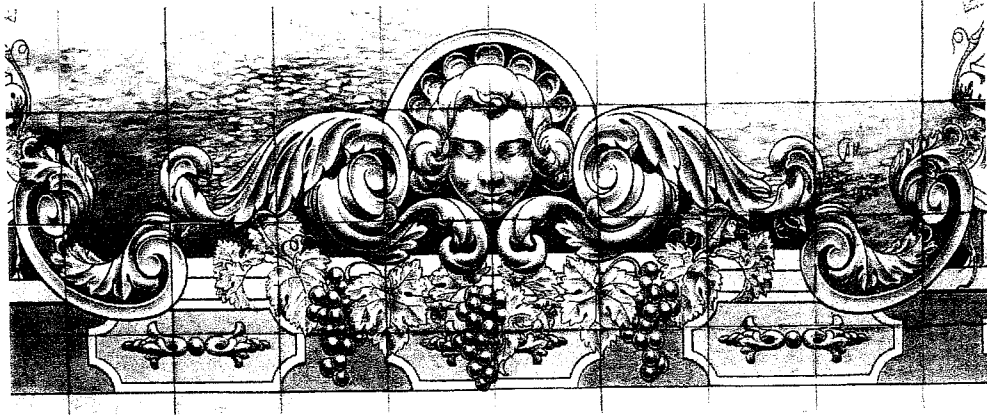
Niveles de NaCl (gL ⁻¹)	Incremento medio del número de yemas en plantas de J3	Incremento medio del número de yemas en plantas de HU3	Valores de t y significación
0	35	9	7,03 (p≤0.01)
3	3,91	3,09	0,60 ns
5	0	2,09	5,44 (p≤0.01)
7	0,46	2,09	2,32 (p≤0.05)
9	0,33	0,27	0,178 ns

En la tabla 64 se indican los valores medios de los incrementos de yemas en cada una de las concentraciones salinas ensayadas, para las dos poblaciones estudiadas, observándose que existe un comportamiento similar al encontrado para la longitud del tallo y el número de brotes, es decir, mayor número medio de yemas ($p \leq 0,01$) en las plantas de la población J3 en ausencia de sal (35) frente al encontrado en HU3 (9). Con adiciones crecientes de sal el comportamiento se modifica, haciendo que en las concentraciones de 5 y 7 gL⁻¹, los incrementos del número de yemas sean muy superiores (tabla 64) en las plantas de la población HU3.

En resumen para el ensayo de tolerancia a NaCl en cámara de cultivo para plantas de las poblaciones J3 y HU3 de vid silvestre, se puede indicar que todos los parámetros estudiados indican una baja tolerancia de las mismas para concentraciones superiores a 3 gL⁻¹ de NaCl, ya que en dicho nivel salino, todos los parámetros medidos presentan descensos importantes en sus valores respecto a la situación de ausencia de sal en la solución de agua de riego. Este comportamiento coincide con el observado en plantas de ambas poblaciones cultivadas *in vitro*. No obstante, cuando se compara el comportamiento entre los valores de las

plantas de las dos poblaciones, en referencia a la sal, se observa una mayor tolerancia de la población HU3, ya que soporta claramente niveles superiores a los observados en J3, lo que se corresponde con lo obtenido en medio controlado, aunque en este caso, como se ha comentado, el desarrollo general de las plantas es mayor en la población HU3 que J3, al contrario de lo observado en la prueba de salinidad al exterior.

Por tanto, como discusión final del presente capítulo, se puede indicar que el nivel de tolerancia de vid silvestre a NaCl se encuentra entre 3 y 5 gL⁻¹, aunque las condiciones de cultivo *in vitro* parecen inducir una ligera mayor tolerancia, ya que los daños observados, producidos más por el efecto tóxico de los iones Na⁺ que por un efecto osmótico, son mayores a la concentración de 5 gL⁻¹ de NaCl, este comportamiento se puede atribuir a la alta humedad relativa existente en el tubo de ensayo, que permite a la planta mantener un mayor grado de hidratación y al desarrollo de la raíz en el propio medio de cultivo en condiciones salinas, a diferencia de lo ocurrido en la cámara de cultivo, donde la raíz ya está formada y al proceso de adaptación a condiciones *ex vitro*, debe añadir la defensa ante el estrés salino. Sin embargo en ambas situaciones, cultivo de tejidos y cámara de cultivo, tanto la supervivencia, como cualquiera de los parámetros medidos están muy afectados por concentraciones superiores a los 5 gL⁻¹ de sal, por lo que se vuelve a demostrar la posibilidad del uso del cultivo *in vitro* como indicador de la tolerancia de plantas de vid a condiciones de estrés salino, lo que está de acuerdo con los trabajos de BARLASS y SKENE, 1981; TRONCOSO *et al.*, 1999.



XVII.- CARACTERIZACIÓN DE LA VID SILVESTRE RESPECTO A LA TOLERANCIA A CONDICIONES DE ALTO CONTENIDO EN CALIZA ACTIVA (CaCO_3) EN EL SUSTRATO.

XVII.- CARACTERIZACIÓN DE LA VID SILVESTRE RESPECTO A LA TOLERANCIA A CONDICIONES DE ALTO CONTENIDO EN CALIZA ACTIVA (CaCO₃) EN EL SUSTRATO.

XVII.1.- INTRODUCCION

XVII.1.1. Concepto y distribución de suelos calizos.

La FAO en el Seminario Regional sobre Recuperación y Manejo de Suelos Calcáreos celebrado en El Cairo en 1973, definió como suelos calcáreos aquellos suelos de alto contenido en calcio que causan problemas físicos tanto de terreno como de agua a los cultivos, especialmente por el alto contenido en CaCO₃, y en particular la fracción activa del mismo distribuida en la zona superficial.

La superficie mundial total de calcisoles estimada por la FAO en el año 1998, es de 800 millones de Ha., concentradas principalmente en climas áridos o mediterráneos (figura 188). Sin embargo, el área total de suelos calcáreos es difícil de estimar porque mucho calcisoles coinciden en su distribución con suelos salinizados.

En España, los suelos cálcicos provenientes del Mesozoico y de la primera mitad del Cenozoico, se extienden, como se observa en la figura 188, desde Gerona hasta Asturias, siguiendo por el Sistema Ibérico y el Levante hasta la Penibética, siendo de tipo dominante, en Sierra Morena y el sureste de la provincia de Cádiz.

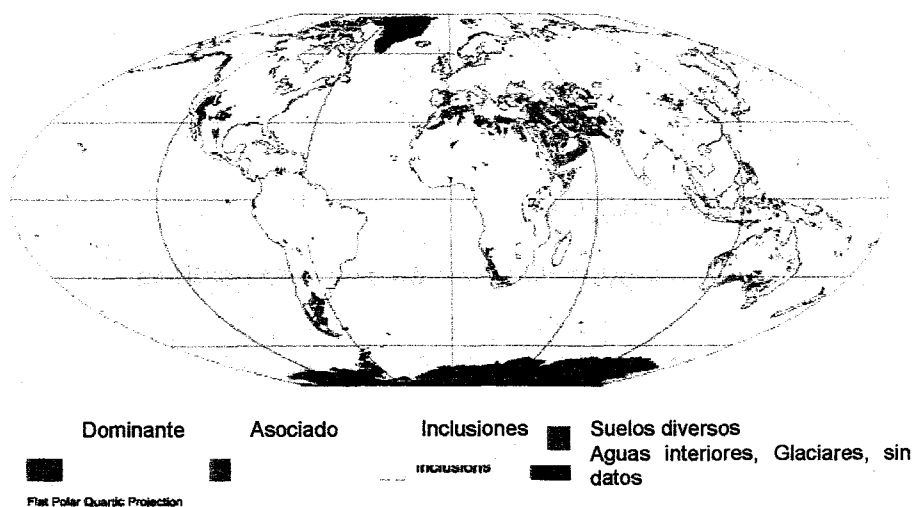


Figura 188.- Distribución de CALCISOLES.
(WRB y FAO/UNESCO)

XVII.1.2.- La clorosis férrica

Estos suelos cálcicos del área mediterránea son los mayores responsables de la clorosis férrica (RÖMHELD, 2000; PESTANA *et al.*, 2003). Estimándose que el porcentaje de frutales en la zona mediterránea que sufren esta alteración fisiológica está entre el 20 y 50% (PESTANA *et al.*, 2003).

La vid por su carácter de frutal típico de la zona mediterránea, es una planta que sufre la clorosis férrica en las regiones calizas (PIAGNANI y ZOCCHI, 1997; DELL'ORTO *et al.*, 2000), comenzándose a detectar este desorden nutricional cuando las plantas injertadas sustituyeron a la vid europea, con posterioridad a la invasión filoxérica (CHAUVET y Reynier, 1984). La clorosis férrica se manifiesta por una decoloración de la hoja desde el limbo hasta las nerviaciones durante el período de crecimiento, pudiendo llegar a afectar a la totalidad del limbo, alcanzándose en los

casos graves, un amarilleamiento total de la hoja y la aparición de necrosis marginales en el limbo, llegándose a la desecación de los pámpanos y la muerte de la planta, aunque este estado final, por suerte es bastante raro (CHAUVET y REYNIER, 1984).

La clorosis es, por tanto, la manifestación de una carencia férrica a nivel foliar, que dificulta la síntesis de clorofila. Actualmente existe una controversia en la bibliografía sobre la secuencia de los cambios inducidos en la planta que se desarrolla en suelos calizos y que da como resultado la carencia de Fe en la misma. Actualmente se manejan dos hipótesis de trabajo. En la primera se defiende (MENGEL *et al.*, 1984; KOLESCH *et al.*, 1987; RÖMHELD, 2000) que en los suelos cálcicos y, por tanto predominantemente de carácter básico, con pH superior a 7, la elevada concentración de bicarbonato (HCO_3^-) en la rizosfera produciría la inhibición de la adquisición de Fe como consecuencia de la inhibición del intercambio gaseoso en estos terrenos calizos. Este efecto se acentúa sobre todo cuando la humedad y compactación del suelo son altas, siendo esta abundancia de agua la que dispara la producción de gas carbónico, lo que contribuye a elevar el pH del suelo (JUSTE *et al.*, 1967) reduciendo la solubilidad de minerales de hierro (BAVARESCO *et al.*, 1992), y en consecuencia, su disponibilidad para la planta. Esta hipótesis ha sido bien documentada en varios artículos (CHANEY *et al.*, 1972; VENKATRAJU y MARSCHNER, 1981; MARSCHNER, 1995 y RÖMHELD, 1986). Además se conoce que, una vez disponible en el suelo, puede dificultarse su migración normal, es decir, a través de la savia bruta de la planta bajo forma de un complejo que protege al hierro de la insolubilización. La clorosis aparecería cuando ya no hay hierro disponible a nivel de las hojas para participar en la síntesis de clorofila y de las enzimas respiratorias y interrumpiéndose a la vez la migración del hierro por agotamiento de las reservas en almidón de las raíces que son el origen del complejo. (CHAUVET y REYNIER, 1984)

La segunda hipótesis mantiene que se daría la inactivación del hierro, ya en la planta, concretamente en el apoplasto de la hoja debido a un proceso de alcalinización que sería el inductor principal de la clorosis férrica foliar. (MENGEL, 1994; BERGMANN, 1992; TAGLIAVINI y ROMBOLA, 2001).

El apoyo de esta segunda hipótesis de trabajo es la constatación en experimentos con soluciones nutritivas en macetas, particularmente con suelos calcáreos y en campo, con suelos ricos en caliza, de la inexistencia de la habitual relación directa entre clorofila y concentración total de hierro en las hojas jóvenes. Encontrándose, por el contrario, una mayor concentración de hierro en las jóvenes hojas cloróticas, que en las hojas verdes, es decir, sin síntomas de deficiencia de hierro. Este fenómeno, conocido por "la paradoja de la clorosis" (RÖMHELD, 2000) corrobora la hipótesis señalada de que la clorosis férrica puede ser causada por una inactivación en la planta, en particular en el apoplasto de la hoja por un proceso de alcalinización. Esta hipótesis está además avalada por la detección de una alta acumulación de Fe marcado en los nervios de las hojas después de una aplicación con hierro radiactivo ⁵⁵Fe junto con bicarbonato en el peciolo de hoja de vid (MENGEL y BÜBL, 1993).

Aunque como se ha venido indicando, la clorosis se manifiesta en regiones donde el suelo y subsuelo son ricos en caliza, hay factores que la producen o favorecen entre los que se pueden destacar:

a) El poder clorosante del suelo, que depende de dos factores: contenido en caliza activa (CaCO_3) y contenido de hierro fácilmente extraíble, es decir, asimilable por las raíces. Este factor se puede evaluar

por el denominado índice de poder clorosante (I.P.C.) mediante la fórmula de Poget y Juste citada por CHAUVET y REYNIER (1984):

$$\text{I.P.C.} = (\text{CaCO}_3 / (\text{Fe})^2) \times 10^4$$

donde el CaCO_3 viene expresado en % de tierra fina y el Fe en mg/kg.

b) Alteraciones en la etapa de agostamiento del ciclo vegetativo de la vid, período caracterizado por la acumulación en el tronco y los sarmientos de sustancias de reserva, especialmente almidón, que comienza durante la maduración de los frutos y continúa después de la madurez. La alteración en este proceso puede reducir las reservas de almidón, reducción, que como se ha indicado, favorece la clorosis.

c) Los años lluviosos, que aumentan la disolución de la caliza.

d) La sensibilidad de la planta.

XVII.1.2.1.-Detección de la clorosis férrica.

Varios autores (CHAUVET y REYNIER, 1984; PESTANA *et al.*, 2003) indican que la clorosis férrica puede identificarse fácilmente por síntomas visuales, es decir, por la decoloración del limbo y necrosis foliar, llegando algunos a proponer el uso de evaluaciones oculares que irían desde 0 (sin síntomas) hasta 5 (plantas con ramas muertas y hojas jóvenes blancas) (TAGLIVIANI y ROMBOLA, 2001; SANZ y MONTAÑÉS, 1997). Actualmente el grado de clorosis puede cuantificarse de modo relativamente rápido mediante la evaluación del contenido de clorofila midiendo la transmitancia de la hoja a dos longitudes de onda, 650 y 950 nm. (PESTANA *et al.*, 2003). No obstante, el análisis químico de la planta, en particular de la hoja, sigue siendo el método más usado (SANZ y

MONTAÑÉS, 1995; BAVARESCO 1997; MORENO *et al.*, 1998; BAVARESCO *et al.*, 1999; PESTANA *et al.*, 2003). Siendo el contenido en Fe el marcador usado habitualmente para la evaluación de la clorosis (RASHID *et al.*, 1990; BELKHODJA *et al.*, 1998).

XVII.1.2.2.- Medios de lucha contra la clorosis férrica.

Según PESTANA *et al.*, 2003, la corrección de la clorosis férrica en plantas que crecen en suelos calizos es un viejo problema de difícil solución. TAGLIAVINI *et al.*, 2000 indican que las pérdidas de producción de kiwi, melocotón y pera en cultivos establecidos directamente sobre suelos calizos en Italia, España y Grecia están directamente relacionadas con la clorosis férrica. Un método de corrección sería el tratamiento con pulverizaciones conteniendo hierro, pero este procedimiento es muy costoso, representando, según EL-KASSA (1984) un aumento de más del 35% en el gasto del cultivo de la naranja. Normalmente la corrección de la clorosis en frutales creciendo sobre suelos calizos se consigue por aplicación al suelo de quelatos-Fe (III) como el etilendiaminodihydroxifenilacetato de hierro (FeEDDHA), cuya eficacia está relacionada con la gran estabilidad del ion quelato que previene la precipitación del hierro cuando el pH del suelo está por encima de 9 (PESTANA *et al.*, 2003). Por el contrario el poder quelante del etilendiaminotetraacetato de hierro (Fe-EDTA) decrece por encima de pH 6,5, dando como resultado un intercambio del hierro por otros cationes como Ca^{2+} , Zn^{2+} y Cu^{2+} y la precipitación del mismo. Estos tratamientos también representan un elevado coste, 250 euros por Ha., según TAGLIVINI *et al.*, 2000, representando por encima del 60% del coste total de los fertilizantes. Sin embargo, los agentes quelantes quedan en el suelo después de que el Fe se halla asimilado por la planta y llega a estar

disponible para reaccionar con otros metales, tales como manganeso, cobre y níquel, por lo que su biodisponibilidad queda incrementada.

Las labores en los viñedos también han contado tradicionalmente con métodos de lucha mediante el aporte de hierro bien mediante sulfatos, ya sea por aplicación radicular, foliar o mediante inyección al tronco o bien mejorando su disponibilidad por quelatos de hierro (CHAUVET y REYNIER, 1984).

XVII.1.3.- La vid y la clorosis férrica.

La vid de acuerdo con su habilidad para tomar hierro, se clasifica como planta de "estrategia I" (PIAGNANI y ZOCCHI, 1997). Las plantas con este tipo de defensa ante la clorosis pueden desempeñar algunas respuestas bioquímicas y fisiológicas peculiares bajo condiciones de deficiencia en hierro (MARSCHNER, 1986), tales como la acidificación de la rizosfera debido a un incremento de la actividad H⁺-ATP-asa reduciendo la actividad Fe³⁺reductasa (ZOCCHI y COCUSI, 1990; RABOTTI y ZOCCHI, 1994), y la síntesis de ácidos orgánicos (Landsberg, 1981). Aunque esas respuestas peculiares han ocurrido principalmente en la raíz, existe la probabilidad de que las partes verdes de plantas -Fe eficientes puedan mostrar algún mecanismo adaptativo a la deficiencia de Fe (MENGEL, 1994). Se conoce (PIAGNANI y ZOCCHI, 1997), que existen diferentes grados de resistencia a la clorosis dependiendo de las especies y cultivares de *Vitis*. Por ello, muchos autores han estudiado y seleccionado patrones de vid tolerantes a la caliza para su uso como portainjertos de variedades de vid en terrenos calcáreos. BAVARESCO *et al.* (1992) injertaron plantas del cultivar Chardonnay sobre tres portainjertos híbridos de vid *V. berlandieri* x *V. rupestris* (140Ru), *V. berlandieri* x *V. riparia* (SO4), ambos eficientes en la absorción de hierro y

V. riparia x *V. rupestris* (101-14) no eficientes, encontrando que: a) la clorofila total y el hierro ferroso de las vides creciendo en suelo calcáreo, eran mayores en las plantas injertadas sobre portainjertos resistentes a la clorosis (140 Ru y SO₄), b) los síntomas de aumento de clorosis están relacionados con una baja traslocación de hierro en las hojas y c) los aumentos en los niveles de clorofila están relacionados con descensos en las relaciones K/Ca y P/Fe en la hoja. También PIAGNANI y ZOCCHI (1997) clasifican a *Vitis riparia* como un genotipo muy susceptible frente a *Vitis berlandieri*, al que clasifican como muy tolerante. Demostrando que callos de *Vitis berlandieri* fueron capaces de mejorar la actividad Fe³⁺-EDTA reductasa cuando crecían bajo deficiencia de hierro, mientras que los de *Vitis riparia* mantuvieron una eficiencia muy baja. DELL'ORTO *et al.*, 2000 testaron once nuevos híbridos interespecíficos por su resistencia a deficiencia en Fe midiendo sus capacidades de acidificar el medio y reducir Fe³⁺, encontrado amplias diferencias entre los híbridos ensayados, y tres de ellos fueron seleccionados por su buena respuesta. En conclusión, una de los métodos de lucha más eficaz contra la clorosis férrica es la elección de buenos portainjertos con contrastada tolerancia a la caliza. En la tabla 65 se indican los grados de tolerancia de algunos portainjertos usados comercialmente.

Tabla 65.- Porcentaje máximo de tolerancia a la caliza activa de portainjertos usados habitualmente en viticultura.

Portainjertos	(%)	
	Chauvet y Reynier, 1984	Viveros Gilabert
Riparia Gloria de Montpellier	6	-
Rupestris de Lot	14	14
Riparia rupestris 101-14	9-11	-
Riparia rupestris 3309 C	9-11	11
110-R	17	16-17
140 Ru	25	16-17
161-49	25	25
Teleki 5 BB	20	20
SO4	17-20	20
41B	40	40
34 EM	-	20
8B Teleki	-	16-17
44-53 Malégue	10	10
196-17	6	6
Vialla	4	-
99-R	17	16-17
420 A	20	20
333 EM	40	40
1616 Couderc	-	11
1103 P	17	16-17
34 EM	-	20
8B Teleki	-	16-17
1616 Couderc	-	11

Se observa en la tabla que la mayor tolerancia a la caliza activa la presentan las plantas de los portainjertos 41B, 333EM y en ningún caso es superior al 40%.

Las referencias sobre el uso del cultivo *in vitro* para caracterizar y/o seleccionar plantas tolerantes a la caliza son muy escasas, como se ha citado anteriormente, PIAGNANI y ZOCCHI, 1997 usan callos obtenidos a partir de brotes desarrollados *in vitro* de vides tolerantes a la clorosis (*Vitis berlandieri*) y vides sensibles (*Vitis riparia*) sobre medio de MURASHIGE y SKOOG (1962), para conocer la correlación entre la resistencia a la clorosis y la inducción de mecanismos de adaptación en los callos, al objeto de usarlos como posibles marcadores para programas de mejora.

Tampoco se han encontrado estudios preliminares sobre el comportamiento de la vid silvestre frente a la clorosis férrica provocada por suelos de alto contenido en caliza activa.

El presente capítulo pretende caracterizar la vid silvestre andaluza de acuerdo con su tolerancia a la caliza activa (CaCO_3), cultivando *in vitro*, en medio con concentraciones crecientes de CaCO_3 , yemas apicales y subapicales de plantas de poblaciones andaluzas. También, al igual que en el caso del capítulo de salinidad, se comprobarán los resultados obtenidos efectuando pruebas similares en condiciones externas de cámara de cultivo.

XVII.2. MATERIAL Y METODOS

XVII.2.1. Cultivo *in vitro* de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de CaCO₃.

XVII.2.1.1 Material vegetal

Como material vegetal de partida se usaron explantos obtenidos a partir de plantas *in vitro*, a su vez procedentes de sarmientos de las poblaciones de vid silvestre CA10, CO3, CO9, J2, J3, y SE1 cuya situación se indica en el ANEXO 2. Al provenir los explantos de plantas obtenidas mediante micropropagación, no necesitaron esterilización.

XVII.2.1.2 Medio de cultivo

Se subcultivaron 80 explantos, de entre 0,5 y 1 cm de longitud y 1 yema, de cada una de las poblaciones citadas en el apartado anterior en otros tantos tubos de ensayo de vidrio (tipo PYREX) de 150x25 mm cerrados con tapón de polipropileno conteniendo los siguientes substratos de cultivo:

- 20 tubos conteniendo cada uno de ellos 17 gramos de arena (AQUARAMA) estéril (100%) mas 4 ml en medio VID (TRONCOSO *et al.*, 1990) (tabla 25) (control).
- 20 tubos conteniendo cada uno 17 gramos de sustrato estéril (arena 80% mas CaCO₃ 20% (p/p)) mas 4 ml de medio VID.

- 20 tubos conteniendo cada uno 17 gramos de sustrato estéril (arena 60% mas CaCO₃ 40% (p/p)) mas 4 ml de medio VID.
- 20 tubos conteniendo cada uno de ellos 17 gramos de sustrato estéril (arena 40% mas CaCO₃ 60% (p/p)) mas 4 ml de medio VID.

En todos los casos, los explantos se incubaron en cámara de cultivo a 24±2°C de temperatura, 18 horas de fotoperíodo y 30 µE m⁻² s⁻¹ de intensidad luminosa.

XVII.2.1.3 Toma de datos.

Transcurridos 30 días de incubación en cámara de cultivo, se determinó en cada uno de los tratamientos el porcentaje de supervivencia, longitud del tallo, número de brotes, número de yemas, porcentaje de enraizamiento, número y longitud de las raíces haciendo constar el carácter indicativo que tienen las medidas relacionadas con el sistema radicular, dada la dificultad de su medida debido a la imposibilidad de observar en toda su amplitud dicho sistema por la opacidad del sustrato utilizado. Transcurridos 60 días de incubación, se determinó el contenido en Fe total en la planta completa. Para ello, de manera similar a la efectuada en el caso de los ensayos de tolerancia a NaCl, cada una de las muestras se lavó con agua y detergente y se enjuagó cuidadosamente con agua destilada. Para su desecación se envolvió en un papel de filtro y se introdujo en una estufa con circulación de aire a 60 °C, durante 2 ó 3 días. Una vez seca se molió en un molinillo eléctrico y el polvo se introdujo en un sobre de papel debidamente etiquetado. Los procedimientos de determinación de Fe se efectuaron mediante emisión de plasma (ICP-OES). (WALLINGA *et al.*, 1995).

XVII.2.2 Ensayo de tolerancia a la caliza activa de plantas en macetas en cámara de cultivo

XVII.2.2.1 Material vegetal y medio de cultivo

Se usaron 80 plantas, (20 para cada uno de los tratamientos) de la población de vid silvestre CO9 procedentes de propagación *in vitro*, que se trasplantaron individualmente desde *in vitro* a contenedores de polipropileno de 330 cc de capacidad, cada uno con 400 gr. de los siguientes sustratos:

- Arena inerte (AQUARAMA) estéril 100%.
- Arena inerte (AQUARAMA) estéril 80% mas CaCO_3 finamente dividido (PANREAC) 20 % (p/p), saturada de humedad.
- Arena inerte (AQUARAMA) estéril 60% mas CaCO_3 finamente dividido (PANREAC) 40 % (p/p), saturada de humedad.
- Arena inerte (AQUARAMA) estéril 40% mas CaCO_3 finamente dividido (PANREAC 60 % (p/p), saturada de humedad.

Para ello, se empleó el mismo procedimiento de aclimatación descrito en el apartado de aclimatación del capítulo XIII, con las condiciones ya descritas de la cámara de cultivo es decir (16 horas de fotoperiodo y $111 \mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$ de intensidad luminosa suministrada con tubos fluorescentes luz día (PHYLLIPS TL 40w/54 Rs).

XVII.2.2.2. Diseño experimental y parámetros considerados.

Transcurrido el período de adaptación desde condiciones *in vitro* a condiciones externas, que fue de aproximadamente 15 días, según la metodología descrita en el capítulo de adaptación, se evaluó el porcentaje de supervivencia en cada uno de los niveles de CaCO_3 ensayados para conocer la influencia de la caliza activa sobre dicho proceso de aclimatación de la planta.

Posteriormente, cada dos días se efectuó el riego, que en todos los casos fue con solución Hoagland 20%.

En cada riego se evaluó el efecto de los tratamientos con caliza activa con un seguimiento visual del estado y comportamiento de la planta, mientras que las medidas de crecimiento, consistentes en tanto por ciento de supervivencia, longitud del tallo, número de yemas y número de brotes de las plantas supervivientes, se realizaron a los 30 días desde que se dio por finalizado el proceso de adaptación.

XVII.2.3. Tratamientos estadísticos.

Para ambas pruebas (apartados 3.1 y 3.2) los tratamientos estadísticos utilizados fueron para la comparación de medias el test t de Student y para los análisis de la varianza el de Bonferroni usando, en ambos casos, el programa estadístico Statistix ver. 1.0. La relación entre variables se realizó mediante el coeficiente de correlación lineal (r).

XVII.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

XVII.3.1. Ensayo *in vitro* de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de CaCO₃.

En la tabla 66 se indica el número de plantas sobre las que se ha efectuado el estudio, una vez eliminadas las que resultaron contaminadas, distribuidas por poblaciones en cada una de las concentraciones de CaCO₃ ensayadas.

Tabla 66.- Número de plantas estudiadas de las distintas poblaciones.

Concentraciones de caliza	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1
0%	20	20	6	20	19	17
20%	20	20	10	17	20	18
40%	20	18	10	19	20	17
60%	20	18	16	17	20	11

XVII.3.1.1 Supervivencia.

En la tabla 67 se indican los porcentajes de supervivencia obtenidos cuando se cultivan *in vitro* con concentraciones crecientes de CaCO₃ durante 30 días, plantas de las distintas poblaciones de vid silvestre. Se observa en dicha tabla que, las plantas de las poblaciones CO9 y J3 mantienen el 100% de las plantas vivas en ausencia de caliza activa. El resto de poblaciones ensayadas presentan algunas pérdidas en este sustrato constituido solamente por arena y solución nutritiva VID, con porcentajes de supervivencia de 90, 85 y 85 para las plantas de las poblaciones CA10, CO3 y J2 respectivamente. La población que mas pérdidas sufre en este sustrato control, aunque sin diferencias estadísticas

con el resto, es SE1 con 4 plantas. Es decir, 13 plantas supervivientes respecto a las 17 iniciales, lo que representa el 65% de supervivencia.

Tabla 67.- Porcentaje de supervivencia en concentraciones crecientes de CaCO_3 de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

Concentraciones de caliza	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	MEDIA
0%	90 a A	85 a A	100 a A	85 a B	100 a B	65 a AB	87,50 B
20%	75 b A	75 b A	40 ab A	18 a A	55 ab A	89 b B	58,60 A
40%	70 a A	78 a A	90 a A	79 a B	45 a A	47 a AB	68,18 A
60%	60 ab A	89 b A	75 ab A	41 ab AB	85 ab AB	27 a A	62,83 A

Letras minúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre poblaciones. Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones de caliza activa.

La media de supervivencia de las plantas de las poblaciones ensayadas es para el tratamiento control de 87,5%, porcentaje que se considera elevado. Además si se comparan estos resultados con los obtenidos en la micropropagación de plantas de estas poblaciones (tabla 26), se observa que los porcentajes de supervivencia fueron en ese caso, para las poblaciones CA10, CO3, CO9, J2, J3 y SE1 de 87,1; 75,6; 80,5; 92,2; 73 y 64,9 respectivamente, muy similares a los obtenidos en esta prueba con arena como soporte del sustrato (90; 85; 100; 85; 100 y 65 % respectivamente), siendo los únicos porcentajes diferentes a nivel estadístico ($p \leq 0.01$) los obtenidos para las plantas de la población J3 resultando ser superior (100%) el encontrado en las condiciones de esta prueba con arena frente al obtenido en el cultivo *in vitro* con agar (73 %). Estos resultados avalan la posibilidad del uso, al menos para la vid, de la

arena como soporte del medio de cultivo VID en sustitución del agar, dada las elevadas tasas de supervivencia obtenidas en las plantas de las poblaciones CO9, J3 y CA10 y los porcentajes de plantas vivas superiores, en la mayoría de los casos, a los obtenidos en las pruebas de micropropagación convencionales.

En la misma tabla se puede observar que cuando se añade caliza al medio, en el nivel mas bajo ensayado, 20%, desciende en la mayoría de los casos la supervivencia, descensos que, en las plantas de algunas poblaciones llegan a ser importantes, como en los casos de J2 y J3, donde el número de plantas vivas se reduce de forma significativa ($p \leq 0.05$), quedando en 18 y 55 los porcentajes respectivos de plantas vivas de ambas poblaciones. La población CO9 también reduce su número de plantas vivas en este tratamiento frente al obtenido en ausencia de caliza en el medio desde un 100% a un 40%, aunque sin significación estadística, posiblemente por el bajo número de plantas sin contaminar que quedaron al inicio de la prueba. También desciende la supervivencia en las plantas de las poblaciones CA10 y CO3, en ambos casos a un 75%, aunque también sin significación estadística. Destaca el comportamiento de las plantas de la población SE1, donde aumenta, también de forma no significativa, el porcentaje de supervivencia hasta un 89%, frente al 65% de plantas vivas en la situación control. La explicación de este comportamiento, puede encontrarse en una mala acomodación en la siembra de alguno de los explantos en la arena sin caliza, lo que dificultaría el contacto con el medio y, en consecuencia, la muerte de la planta por una nutrición incorrecta. La misma explicación puede hacerse extensiva al caso de las plantas de la población J2 para el tratamiento de 20% de CaCO_3 . Esta circunstancia hace que esta última población presente un porcentaje de supervivencia significativamente inferior al del resto de las poblaciones ensayadas en este nivel de caliza, que son semejantes entre sí, y que la tasa de supervivencia media para el

tratamiento con 20% de caliza activa, 58,6%, sea significativamente inferior ($p \leq 0.05$) al obtenido en ausencia de caliza en el medio (tabla 67).

Con el tratamiento de 40% de CaCO_3 se observa en la tabla 3 un comportamiento similar, sin significación estadística, entre las plantas de las poblaciones respecto a su supervivencia con valores que oscilan entre el 45% de la población J3 y el 90% de la CO9. En relación al tratamiento de 20% de caliza, solamente existen diferencias a nivel estadístico ($p \leq 0.05$) en el tanto por ciento de plantas vivas de la población J2 (79%), es decir, vuelve de nuevo a subir el porcentaje de supervivencia a valores similares a los hallados en ausencia de carbonato en el medio, lo que confirma el carácter excepcional, ya explicado anteriormente, del número excesivamente bajo de plantas supervivientes en el tratamiento de 20% de caliza activa de esta población. El porcentaje medio de supervivencia, queda en el 68,18%, (tabla 67) similar estadísticamente ($p \leq 0.05$) al obtenido en el tratamiento de 20%, 58,6%.

El tratamiento mas elevado de CaCO_3 , 60%, produce descensos de supervivencia en algunas de las poblaciones, pero en ningún caso significativos estadísticamente (tabla 67) respecto al nivel de caliza inmediatamente superior. Entre las poblaciones solamente el porcentaje de supervivencia de las plantas de la población SE1, (27%), resulta diferente a nivel estadístico ($p \leq 0.05$) (tabla 67) respecto a los porcentajes obtenidos en las plantas de la población CO3 (89%), resultando la supervivencia media del 62,83% igual a nivel estadístico que la cuantificada en los niveles anteriores de caliza.

En resumen, es preciso indicar el buen comportamiento que frente a la caliza activa del medio presentan las plantas de las poblaciones ensayadas respecto a su supervivencia, ya que aunque descienden los

porcentajes de plantas vivas cuando se añade caliza (58,6; 68,18 y 62,83%) frente al control en ausencia de carbonato en el medio (87,5%), los valores son muy similares entre sí. Estos resultados parecen indicar un elevado grado de tolerancia de la vid silvestre frente a la caliza del medio, al menos en condiciones controladas, pues aunque en estas condiciones no se dispone de datos bibliográficos como se ha indicado, si está muy por encima de los valores encontrados para otros portainjertos usados habitualmente como patrones de la vid y que en ningún caso sobrepasan el 40% (tabla 1).

XVII.3.1.2. Pesos fresco y seco relativos de las plantas sometidas a estrés de caliza *in vitro*.

En la tabla 68 se indican el peso fresco y seco relativos, ambos en miligramos, en relación con el nivel de carbonato cálcico del medio de cultivo de las plantas de cada una de las poblaciones CA10, CO3, CO9, J2, J3 y SE1, así como la media del conjunto para cada uno de los 2 parámetros citados.

Tabla 68.- Valores medios de biomasa (pesos fresco y seco relativos en mg, y de porcentajes de hidratación) de planta completa, de las poblaciones de vid silvestre CA10, CO3, CO9, J2, J3 y SE1, tras desarrollarse *in vitro* en medio con niveles crecientes de CaCO_3 durante 60 días.

Parámetros	Niveles de caliza	POBLACIONES						Media
		CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	
Peso fresco relativo	0	0,048	0,262	0,201	0,142	0,417	0,026	0,1826
Peso seco	0	0,03	0,042	0,038	0,019	0,022	0,015	0,0276

relativo								
H(%)	0	37,5	83,969	81,094	86,619	94,724	42,307	71,03
Peso fresco	20	0,13	0,292	0,197	0,055	0,107	0,032	0,1355
Peso seco	20	0,04	0,04	0,037	0,017	0,022	0,013	0,0281
H(%)	20	69,230	86,301	81,218	69,090	79,439	59,375	74, 1
Peso fresco	40	0,09	0,311	0,13	0,08	0,142	0,056	0,1348
Peso seco	40	0,042	0,048	0,026	0,018	0,033	0,02	0,0311
H(%)	40	53,333	84,565	80	77,5	76,760	64,285	72,74
Peso fresco	60	0,056	0,105	0,119	0,059	0,173	0,02	0,0886
Peso seco	60	0,03	0,025	0,031	0,013	0,035	0,01	0,024
H(%)	60	46,428	76,190	73,949	77,966	79,768	50	67,38

Letras mayúsculas diferentes leídas en columnas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre los incrementos calculados en las diferentes concentraciones de CaCO_3 .

Se observa en dicha tabla que la acción de la caliza activa sobre la biomasa de la planta, se caracterizó, en la mayoría de las poblaciones (CA10; CO3; J2; J3 y SE1) por un descenso moderado del peso fresco relativo en las plantas a medida que aumentó el nivel de CaCO_3 del medio. En consecuencia, los coeficientes de correlación ($r = -0.055$; $r = -0.6217$; $r = -0.7195$; $r = -0.6392$ y $r = 0.0490$, respectivamente) carecen de significación estadística. Solamente las plantas de la población CO9 presentan una relación inversamente proporcional ($r = -0.9337$) y significativa ($p \leq 0.05$) entre el contenido de caliza del medio y el peso fresco. En el conjunto de las poblaciones (tabla 68) existe una relación inversa ($r = -0.9510$) y significativa ($p \leq 0.05$) entre las medias de este parámetro y la caliza del medio. No obstante, no se encuentran diferencias entre los valores del peso fresco de las plantas de las poblaciones estudiadas en los diferentes tratamientos con CaCO_3 ensayados.

Respecto al peso seco la relación entre este parámetro y los niveles de caliza también es inversa, pero en este caso los coeficientes calculados indican una correlación aún mas baja que la encontrada para el peso fresco siendo, para las poblaciones CA10; CO3; CO9 y SE1 de $r = 0.040$; $r = -0.5678$; $r = -0.7380$ y $r = -0.2457$, respectivamente. Por lo tanto,

sin significación estadística y para J2 y J3 de $r = -0.8344$ ($p \leq 0.05$) y $r = -0.9252$ ($p \leq 0.01$). En consecuencia, para el conjunto de las poblaciones la relación entre el contenido en caliza del sustrato y el peso seco tiene un coeficiente de correlación muy bajo, $r = -0.2683$.

Esta diferencia de comportamiento ante la caliza de los pesos fresco y seco, origina un descenso en los porcentajes de hidratación a medida que se aumenta el contenido de cal en el medio observándose porcentajes de 71,03; 74,1; 72,74 y 67,38, sin diferencias estadísticas entre ellos, para los niveles de 0, 20, 40 y 60% de CaCO_3 respectivamente, con un coeficiente de correlación muy bajo $r = -0.5466$, también sin significación estadística, lo que indica que, aunque la caliza del medio influye negativamente sobre el contenido de agua en la planta, esta acción no es suficiente para hacer excesivo daño a los tejidos como se ha visto en los porcentajes de supervivencia (tabla 67).

XVII.3.1.3 Longitud media del tallo.

En la tabla 69 se indican los resultados obtenidos al medir, en centímetros, la longitud del tallo de plantas de las poblaciones CA10, CO3, CO9, J2, J3 y SE1, de vid silvestre andaluza desarrolladas *in vitro* durante 30 días, en ausencia de CaCO_3 y en concentraciones crecientes de dicho carbonato.

Tabla 69.- Longitud media (cm) del tallo de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

Concentraciones de CaCO_3	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	Media
0%	1,01 a A	1,03 a A	0,93 a A	1,74 a A	2,28 a A	1,22 a A	1.368 A
20%	1,40 a	1,72 a	2,27 a	0,90	1,12	0,70	1.351

	A	A	A	a A	a A	a A	A
40%	0,56 a A	1,02 a A	1,24 a A	1,30 a A	0,93 a A	0,73 a A	0.963 A
60%	0,80 a A	1,13 a A	1,70 a A	1,44 a A	1,11 a A	1,36 a A	1.256 A

Se observa en la tabla, un desarrollo muy homogéneo de la parte aérea de las plantas de todas las poblaciones y todos los tratamientos. En ausencia de carbonato en el medio, la mayor longitud media se encuentra en las plantas de la población J3 con un desarrollo medio del tallo de 2.28 cm, y la menor longitud se observa en las plantas de CO9, 0.93 cm, aunque sin diferencias estadísticas entre ellas, debido posiblemente al bajo número de muestras con el que contaba esta última población.

Cuando se cultivan *in vitro*, durante 30 días, explantos de las poblaciones señaladas en medio con carbonato cálcico 20 % p/p, no se encuentran diferencias ni entre el desarrollo de las plantas obtenidas en las distintas poblaciones, ni entre el desarrollo de éstas respecto al tratamiento control, estando entre los 2,27 cm de longitud media de las plantas de la población CO9 y los 0,70 de SE1. Una situación similar se repite en los tratamientos de 40% y de 60% de caliza activa, obteniéndose los valores mas altos, aunque como se viene indicando sin significación estadística, en las plantas de la población CO9 con 1,7 cm. En consecuencia, dada la elevada homogeneidad de resultados, las longitudes medias conjuntas obtenidas en cada uno de los tratamientos, son muy similares, siendo respectivamente, como se observa en la tabla 5, de 1,36; 1,35; 0.96 y 1,25 para los tratamientos 0, 20, 40 y 60% de caliza activa, sin diferencias estadísticas entre ellas. Estos resultados, indican, como ocurriera en el caso de la supervivencia, una cierta tolerancia de las plantas de las poblaciones ensayadas a concentraciones altas de caliza activa en el medio.

XVII.3.1.4. Número medio de brotes.

En la tabla 70 se indica el número medio de brotes por planta de las diferentes poblaciones de vid silvestre andaluza consideradas en la prueba de tolerancia a caliza activa. En ausencia de CaCO_3 , se obtienen plantas con una media de brotes superior a 1, es decir desarrollan alguna ramificación lateral en las poblaciones J3 (1,83); CO9 (1,57); J2 (1,53) y CO3 (1,47), por el contrario no se encuentran ramificaciones laterales en los casos de CA10 y SE1. Sin embargo, no hay diferencias estadísticamente significativas entre ninguna de las poblaciones (Tabla 70), presentando una media conjunta de 1,4 brotes por planta.

Los niveles de caliza activa de 20 y 40%, no reducen significativamente el número medio de brotes por planta, aunque sólo desarrollan brotaciones laterales las plantas de las poblaciones CO3 (1,33) y J3 (1,09), para la concentración de 20% y de nuevo CO3 (1,23) y J2 (1,28), para el caso del nivel del 40% valores en todos los casos muy bajos y, por tanto, sin significación estadística respecto al resto de poblaciones. La mayor concentración de CaCO_3 , 60%, no permitió desarrollar ninguna ramificación lateral.

Resumiendo, dada la ausencia de variaciones significativas entre el número medio de brotes en toda la prueba, es decir, tanto para poblaciones como para tratamientos, las medias conjuntas son fiables y muy próximas entre sí, 1,4; 1,07; 1,08 y 1, para los tratamientos de 0, 20, 40 y 60% de caliza activa respectivamente, lo que indica que la adición de carbonato a las concentraciones ensayadas no influyen significativamente en la emisión de brotes laterales en las plantas de las poblaciones de vid silvestre estudiadas.

Tabla 70.- Número medio de brotes de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

Concentraciones de CaCO ₃	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	Media
0%	1 a A	1,47 a A	1,57 a A	1,53 a A	1,83 a A	1 a A	1,4 A
20%	1 a A	1,33 a A	1 a A	1 a A	1,09 a A	1 a A	1,07 A
40%	1 a A	1,23 a A	1 a A	1,28 a A	1 a A	1 a A	1,08 A
60%	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1 A

XVII.3.15 Número medio de yemas.

En la tabla 71 se expresa el número medio de yemas por planta de las poblaciones CA10; CO3; CO9; J2; J3 y SE1 obtenido tras 30 días de cultivo *in vitro* en medio VID con concentraciones crecientes de CaCO₃.

Tabla 71.- Número medio de yemas de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

Concentraciones de CaCO ₃	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	Media
0%	1,80 a A	2,29 a A	1,57 a A	2,71 a A	3 a A	1,44 a A	2,13 A
20%	1,94 a A	3,21 a A	2,8 a A	2,33 a A	2,09 a A	1,36 a A	2,28 A
40%	1,15 a A	2,14 a A	1,89 a A	2,70 a A	1,44 a A	1,65 a A	1,82 A
60%	1,09 a A	2,65 a A	2,69 a A	2 a A	2,13 a A	2,33 a A	2,14 A

Se observa dicha tabla unos resultados similares a los discutidos en el caso de la longitud y número medio de brotes, es decir, no se

aprecian en el caso de la prueba control, sin presencia de CaCO_3 , diferencias entre las plantas de las poblaciones, encontrando unos valores que van desde las 3 yemas por planta de la población J3 a las 1,44 de las de la población SE1 representando para el conjunto de todas las poblaciones en ausencia de caliza activa una media global de 2,13 yemas por planta (tabla 71). La adición de caliza al medio a una concentración del 20%, aumenta ligeramente, es decir, sin significación estadística el número medio de yemas, 2,28, debido al incremento de las plantas de las poblaciones CO3 (3,21); CO9 (2,8) y CA10 (1,94), llegando la media global a 2,28. Cuando se aumenta el nivel de caliza activa al 40%, hay una reducción del número medio de yemas respecto a las concentraciones más bajas de caliza, aunque sin significación estadística y dado que no hay diferencias estadísticas entre los valores de las distintas poblaciones se puede dar validez a la media que resulta ser de 1,82 valor también similar al encontrado en el tratamiento inmediatamente anterior. Con el nivel de caliza mas alto, 60%, hay de nuevo un incremento positivo del número medio de yemas por planta (2,14 de media global) debido a un aumento de este parámetro en las poblaciones CO3 (2,65); CO9 (2,69); J3 (2,13) y SE1 (2,33), sin diferencias estadísticas ni entre poblaciones ni entre los tratamientos anteriores, incluido el control. En consecuencia, dada la uniformidad de resultados entre poblaciones y tratamientos, tampoco en el caso del número de yemas, la adición de caliza activa al medio influye en la inducción de las mismas.

En resumen, para el caso de la parte aérea de plantas de las poblaciones ensayadas, la adición de niveles crecientes de CaCO_3 , incluso del 60%, al medio no afecta sensiblemente al desarrollo de la misma respecto al control en condiciones *in vitro* durante los 30 días de duración de la prueba.

XVII.3.1.6 Porcentaje de emisión radicular.

En la tabla 72 se expresa el porcentaje medio de emisión radicular en plantas de las poblaciones de vid silvestre andaluza estudiadas, en relación con los niveles de CaCO₃ adicionados al medio de cultivo.

Hay que destacar, de nuevo, que en el caso de los ensayos con caliza activa, las observaciones del sistema radicular son imprecisas o mejor incompletas, ya que la consistencia del sustrato, arena y caliza, lo hace totalmente opaco, en contraste con el cultivo en agar, que permite observar las raíces de la planta en toda su extensión. En consecuencia, las medidas que se presentan en los apartados siguientes relativas al sistema radicular, quizás pudieran incrementarse, si la observación del mismo fuese completa.

Tabla 72.- Porcentaje de enraizamiento de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

Concentraciones de caliza	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	Media
0%	68 b A	29 a A	50 ab A	23 a A	65 b B	25 a A	43,33 C
20%	85 b A	30 a A	33 a A	0 a A	18 a AB	18 a A	30,66 BC
40%	47 b A	0 a A	9 ab A	10 ab A	11 ab A	12 ab A	14,83 A
60%	25 a A	23 a A	53 a A	14 a A	6 a A	0 a A	20,16 AB

Letras minúsculas diferentes leídas en fila indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre poblaciones.

Letras mayúsculas diferentes leídas en columna indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos.

Se observa en la tabla 72 que el porcentaje de enraizamiento, cuando se cultiva la vid silvestre en medio sin carbonato, es del 43,3%,

inferior al obtenido en la micropropagación, pero en medio con agar (tabla 26). En este caso existen diferencias entre las poblaciones destacando por su mayor emisión radicular las plantas de las poblaciones CA10 y J3 con un 68% y 65% respectivamente de plantas enraizadas, que son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$) a las de menor porcentaje de emisión radicular, CO3, SE1 y J2 con tantos por ciento de 29, 25 y 23% respectivamente como se observa en la tabla 8. La población CO9 con un 50% de plantas enraizadas presenta un comportamiento intermedio entre ambos los dos grupos descritos (tabla 72).

Cuando se añade al medio un 20% de CaCO_3 , el enraizamiento medio de las plantas de las seis poblaciones consideradas es del 30,66%, algo inferior al obtenido en ausencia de carbonato, aunque no hay diferencias estadísticas entre ambos resultados. Al igual que en el caso anterior, también se encuentran diferencias entre los tantos por ciento de las poblaciones, destacando respecto a las demás ($p \leq 0.05$) las plantas de la población CA10, con un 85% de emisión radicular, el resto de poblaciones con porcentajes mas bajos, similares entre sí, van desde la ausencia de enraizamiento observado en las plantas de la población J2 al 33% de plantas enraizadas de CO9 (tabla 72).

La concentración de caliza activa inmediatamente superior, es decir 40%, produce un descenso importante en el enraizamiento, quedando la media de las poblaciones consideradas en 14,82%, tabla 8, y ya si significativamente menor ($p \leq 0.05$) a los porcentajes recogidos en los niveles de 0 y 20%. En este tratamiento del 40% de caliza, destaca ($p \leq 0.05$) la población CA10 con un 47% de plantas enraizadas, disminuyendo la aparición de raíz en las plantas del resto de poblaciones, con resultados similares entre sí, y que se agrupan entre la carencia de

raíz en todas las plantas de la población CO3 hasta un 12% de enraizamiento en la población SE1.

En la dosis mas elevada de CaCO_3 , aumenta algo el porcentaje de enraizamiento quedando la media conjunta en un 20,16%, similar (tabla 72) a la obtenida en 40 y 20%, pero muy inferior ($p \leq 0.05$) a la calculada en ausencia de caliza. No existen diferencia significativas entre el porcentaje de emisión radicular de las plantas de las poblaciones que va desde el 0% de SE1 hasta el 25% de CA10.

Por lo tanto, como resumen de este apartado hay que destacar la existencia de emisión radicular, aunque con porcentajes inferiores a los obtenidos en medio con agar (87,14%), en todas las concentraciones de caliza activa ensayadas. No obstante, la cantidad de CaCO_3 añadida al medio tiene una influencia negativa ($r = -0.8758$) aunque no significativa a nivel estadístico, sobre los tantos por ciento de emisión de raíz, sobre todo cuando las dosis son superiores al 20%. Por otro, lado hay que resaltar que los sistemas radiculares obtenidos son de adecuada calidad y han demostrado una buena evolución en ensayos piloto de adaptación al exterior de las plantas que los han desarrollado.

XVII.3.1.7 Número medio de raíces.

En la tabla 73 se indica el número medio de raíces de las plantas de las poblaciones en estudio a los 30 días de cultivo en medio VID con adición de concentraciones crecientes de CaCO_3 .

Tabla 73.- Número medio de raíces de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

Concentraciones de caliza	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	Media
0%	2,75 a A	1,2 a A	3,25 a A	1,2 a A	1,67 a A	1,33 a A	1,90 A
20%	3 a A	2,33 a A	3 a A	-	1 a A	1,33 a A	2,13 A
40%	2,67 a A	-	4 a A	1 a A	1 a A	1 a A	1,93 A
60%	1 a A	1,75 a A	1,85 a A	1 a A	1 a A	-	1,32 A

Como se observa en la tabla, para el tratamiento sin caliza el número medio de raíces por planta se distribuye entre 3,25 de CA10 y 1,2 de CO3 y J2, aunque no hay diferencias significativas debido posiblemente al bajo número de muestras, ya que el valor medio está calculado sobre las plantas que han emitido raíz, lo que reduce el espacio muestral, tanto para el número de raíces como para la longitud de éstas. La media global del número medio de raíces para este tratamiento control es de 1,90.

Para el caso de la adición de 20% de CaCO_3 , se observa en la tabla un aumento del número de raíces, alcanzando la media conjunta el valor de 2,13 que no difiere significativamente de la situación estudiada en ausencia de caliza. Tampoco, en este nivel de caliza activa se encuentran diferencias a nivel poblacional, repartiéndose el número medio de raíces entre 3 en las plantas de las poblaciones CA10 y CO9 y 1 en la de J3.

En el caso de la concentración de CaCO_3 del 40% tampoco existen diferencias significativas ni respecto a poblaciones, ni entre los tratamientos para este parámetro. Solamente emiten más de una raíz por

planta las de las poblaciones CA10 (3,73) y CO9, resultando la media de todas las poblaciones 1,93.

Una situación similar a la comentada se encuentra el nivel mayor de caliza 60%, donde también tres poblaciones (CA10; J2 y J3) emiten una media de una sola raíz por planta, mientras que en las plantas de las poblaciones CO9 y CO3, este valor es de 1,85 y 1,75 respectivamente. Siendo la media conjunta para este nivel de caliza activa del medio de 1,32, también similar a nivel estadístico al encontrado para los tres tratamientos restantes.

En consecuencia, la igualdad señalada entre las medias (1,9; 2,13; 1,93 y 1,32) para los tratamientos control, 20, 40 y 60% de caliza activa respectivamente, indican una baja influencia del nivel de caliza añadido, por lo que los niveles superiores de CaCO_3 no disminuyen el número de raíces por planta. (tabla 73).

XVII.3.1.8 Longitud media de raíces.

En la tabla 74 se indican las longitudes medias de las raíces emitidas en el control y en cada una de las concentraciones de CaCO_3 ensayadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

En el control se observa que la longitud media de las raíces, considerando las seis poblaciones es de 1,36 cm, no encontrándose diferencias estadísticas entre las medias de cada una de ellas.

En el nivel de 20% de CaCO_3 , aumenta la longitud de las raíces de las plantas de todas las poblaciones a excepción de J3, situándose los valores más altos entre los 2,77 cm de SE1, los 2,30 cm de CO9 y los 2,04

de CA10 sin diferencias estadísticas entre ellos, ni con respecto al valor mas bajo de J3 de 0,7 cm. Estas longitudes medias hacen que la media global para este tratamiento sea de 1,79, similar a nivel estadístico (tabla 74) a la obtenida en ausencia de caliza en el medio.

En el siguiente nivel, 40 % de caliza activa, continua la tendencia ascendente del desarrollo radicular, característica general para todas las poblaciones, que no presentan diferencias estadísticas entre ellas, distribuyéndose las longitudes entre los 6.2 cm de las plantas de la población SE1 y los 1,95 de J2. La media conjunta para todo el tratamiento es de 3,89 que resulta significativamente más alta ($p \leq 0.05$) que la obtenida en ausencia de caliza.

Tabla 74.- Longitud media (cm) de las raíces de las distintas poblaciones estudiadas a los 30 días de cultivo *in vitro*.

Concentraciones de caliza	CA10	CO3	CO9	J2	J3	SE1	Media
0%	1,81 a A	0,77 a A	1,40 a A	0,56 a A	1,09 a A	2,5 a A	1,36 A
20%	2,04 a AB	1,15 a A	2,30 a A	-	0,7 a A	2,77 a A	1,79 AB
40%	3,73 a AB	-	5,50 a A	1,95 a A	2,1 a A	6,2 a A	3,89 B
60%	5,40 a B	4,10 a A	4,51 a A	3,9 a A	1,8 a A	-	3,94 B

En el nivel del 60% de caliza activa también hay una aumento respecto a los niveles estudiados con una media de 3,94 cm, similar a la obtenida en el tratamiento inmediatamente anterior y por consiguiente, también diferente a nivel estadístico del control. En este caso, tampoco existen diferencias entre las longitudes medias de las plantas de cada una de las poblaciones.

Por consiguiente, se observa un claro aumento de la longitud de la raíz en relación directa al incremento de la concentración de caliza en el medio de cultivo, lo que puede ser consecuencia de un "efecto huída" de la raíz de un medio que le resulta hostil, es decir, una vez que la planta ha emitido la raíz, aunque el número como se ha observado en la tabla 9, no tiene relación con la caliza del medio, las raíces se elongarían cuando se aumenta la caliza del medio. Por otro lado, aunque existe una correlación inversa entre número y longitud de las raíces ($r=-0.6250$), lo que está de acuerdo con la bibliografía, ésta no es estadísticamente significativa.

Como resumen de este estudio sobre el efecto de la caliza activa en el sistema radicular de plantas de vid silvestre cultivadas *in vitro*, hay que destacar, en primer lugar una reducción de los parámetros relacionados con la raíz frente a los observados en medio con agar, tabla 26, aunque esta comparación no resulta muy concluyente dadas las condiciones un tanto diversas entre ambas pruebas (soporte del medio, volumen del medio añadido y diferente contenedor).

Si nos ceñimos al ensayo de tolerancia a caliza *in vitro*, se observa una emisión radicular del 43,33% en el control que disminuye con la presencia de caliza, aunque en todas las concentraciones de CaCO_3 se observa enraizamiento. También es de destacar que mientras el número de raíces es similar en todas las concentraciones ensayadas, la longitud de las mismas aumenta de manera directamente proporcional al contenido de caliza en el medio.

XVII.3.1.9. Influencia de la concentración de CaCO₃ sobre el contenido de Fe en plantas de vid silvestre cultivadas *in vitro*.

Con el objetivo de conocer la influencia que tienen los niveles de CaCO₃ en los contenidos de hierro y, en consecuencia su relación con la clorosis férrica de acuerdo con SANZ y MONTAÑÉS, 1995; BAVARESCO 1997; MORENO *et al.*, 1998; BAVARESCO *et al.*, 1999; PESTANA *et al.*, 2003, en la tabla 75 se indican los contenidos de Fe total (ppm) en plantas de cada una de las poblaciones de vid silvestre CA10, CO3, CO9 y J3, en relación con los niveles de CaCO₃ ensayados.

Tabla 75.- Contenidos de Fe (ppm.), en plantas de poblaciones de vid silvestre CA10, CO3, CO9, y J3 tras desarrollarse *in vitro* en medio con niveles crecientes de sal durante 60 días.

Niveles de CaCO ₃ (% p/p)	CA10	CO3	CO9	J3	Media
0	166	276	313	196	237.75 B
20	93.1	67.6	116	114	97.675 A
40	91.1	82.8	142	78	98.475 A
60	82.8	60.7	145	63.4	87.975 A

En la tabla 75 se observa que los contenidos de hierro en las plantas de todas las poblaciones sufren un descenso cuando se añade CaCO₃ al medio de cultivo. No obstante, en ningún caso esta relación inversa es significativa a nivel estadístico. En consecuencia, la media conjunta de todas las poblaciones para cada uno de los tratamientos ensayados, también desciende con las concentraciones de caliza ($r = -0.8078$) aunque este coeficiente no es significativo a nivel estadístico. El descenso de Fe más importante ($p \leq 0.01$) se observa cuando se pasa de la ausencia de caliza en el medio con un contenido de Fe de 237,75 ppm a 97,67 ppm cuando la concentración de CaCO₃ es del

20% (tabla 75), posteriormente a medida que se incrementa la concentración de caliza, 40 y 60%, estas concentraciones de hierro no descienden en la misma proporción con contenidos de 98,47 y 87,97 ppm respectivamente para ambos niveles de hierro. Es decir, aunque en las plantas de las poblaciones de vid silvestre estudiadas se observa un descenso en los contenidos de Fe influenciados por la concentración de CaCO_3 este efecto no es significativo sobre todo por la igualdad observada entre los contenidos de este elemento cuando está presente la caliza en el medio en cualquiera de las concentraciones ensayadas.

Como resumen general, se debe destacar por un lado el elevado porcentaje de supervivencia observado en este ensayo *in vitro*, 68,2 y 62,8 % para concentraciones de 40 y 60% respectivamente de caliza activa en el medio de cultivo, superiores a los indicados en la bibliografía como niveles máximos de tolerancia, por otro lado, los valores similares observados en el desarrollo de la parte aérea, longitud media, número medio de brotes y yemas de las plantas de todas las poblaciones ensayadas, indica que no resulta afectada de manera significativa a ninguna de las concentraciones empleadas. Respecto al sistema radicular, con las limitaciones que origina la opacidad del medio, se observa enraizamiento en todas las concentraciones ensayadas, siendo similar el número de raíces observado en todos los niveles de caliza empleados. La longitud media de las raíces es mayor en las concentraciones mas altas de CaCO_3 , lo que se atribuye a un intento del sistema radicular de buscar espacios con niveles de caliza menores.

Aunque la caliza del medio influye negativamente sobre el contenido de agua en la planta, esta acción no es suficiente para hacer un daño excesivo a los tejidos. Además, los contenidos de Fe en las plantas cultivadas *in vitro* no se ven afectados de manera significativa por las adiciones crecientes de carbonato al medio. En consecuencia, los

resultados obtenidos en el ensayo *in vitro* con plantas de poblaciones de vid silvestre bajo concentraciones crecientes de CaCO_3 , parecen indicar un determinado grado de tolerancia a este carbonato ampliamente distribuido por suelos de Andalucía.

XVII.3.2. Ensayo en cámara de cultivo de plantas de poblaciones de vid silvestre en concentraciones crecientes de CaCO_3 .

Al igual que en el capítulo anterior de tolerancia a la salinidad de vid silvestre, es preciso confirmar en condiciones de cultivo fuera del tubo de ensayo, los resultados obtenidos en el cultivo *in vitro*, en particular cuando se trata de seleccionar material vegetal tolerante a factores bióticos o abióticos (SKENE y BARLASS, 1988; TRONCOSO *et al.*, 1999). Por ello, en este capítulo se estudiará la respuesta del material de la población de vid silvestre CO9, a concentraciones crecientes de CaCO_3 en el sustrato en condiciones de cámara de cultivo convencional.

XVII.3.2.1. Adaptación.

Considerando que en el presente ensayo el proceso de adaptación de las plantas de la población CO9 de vid silvestre a condiciones externas se produce sobre sustratos con concentraciones crecientes de CaCO_3 , al objeto de conocer la influencia de la caliza sobre dicho proceso de aclimatación, en la tabla 76 se indica el número de plantas de esta población de vid silvestre que se han adaptado en cada uno de los niveles de caliza ensayados y sobre las que posteriormente se ha continuado el ensayo de tolerancia a caliza activa en cámara de cultivo.

Tabla 76.- Plantas supervivientes al proceso de adaptación a condiciones externas en niveles crecientes de CaCO_3 de plantas de CO9 cultivadas en cámara de cultivo.

Tratamientos	Plantas vivas	
	N°	%
Arena (control)	19	95.0 A
Arena + caliza activa 80/20	19	95.0 A
Arena + caliza activa 60/40	15	75 A
Arena + caliza activa 40/60	15	75 A

Se observa en la tabla 76 que aunque hay un descenso en el número de plantas supervivientes en los 2 niveles mayores de caliza activa, este descenso no es significativo a nivel estadístico, por lo que al menos en el proceso de aclimatación *in vitro-ex vitro*, no tienen una influencia destacada los niveles de carbonatos ensayados sobre la planta de vid silvestre. Por otro lado, hay que destacar la buena respuesta observada en la adaptación de las plantas en el sustrato formado por arena saturada de humedad (95%), lo que confirma la validez de este sustrato para adaptación de plantas de vid. Lo que resulta de interés en experiencias relacionadas con la nutrición al partir de un sustrato inerte a nivel nutricional.

XVII.3.2.2. Supervivencia.

En la tabla 77 se indican los porcentajes de supervivencia de las plantas de la población CO9 de vid silvestre cultivada en cámara de cultivo con concentraciones crecientes de CaCO_3 durante 30 días.

Tabla 77.- Porcentajes de supervivencia obtenidos en plantas de la población CO9 de vid silvestre cuando se cultivan durante 30 días en cámara de cultivo en concentraciones crecientes de CaCO₃.

Niveles de CaCO ₃ (%)	Número de plantas	Número de plantas vivas (30 días)	% de supervivencia
0	19	18	94.74 B
20	19	19	100.00 B
40	15	9	60.00 A
60	15	6	40.00 A

En dicha tabla se observa que existe un descenso de la supervivencia de plantas de la población CO9 cuando se aumentan las concentraciones de CaCO₃ añadidas al medio de cultivo. Esta relación, empieza a ser muy patente cuando el nivel de caliza es superior al 20%, donde todavía no existe ninguna pérdida. Sin embargo, incluso en el nivel mas elevado de caliza activa del medio se mantienen un 40% de plantas vivas y en desarrollo. En consecuencia, si se recuerdan los niveles de tolerancia a caliza activa de los portainjertos de vid normalmente usados en viticultura (tabla 65) hay que indicar que las plantas vivas de vid silvestre, en las condiciones de cultivo descritas soportan (60%) los niveles máximos expresados en dicha tabla (40%) y que un 40% de las plantas de la población CO9 sobreviven en niveles de CaCO₃ del 60% en el medio nutritivo.

XVII.3.2.3. Longitud del tallo.

En la tabla 78 se expresa la evolución de la longitud del tallo, medida en centímetros, de plantas de la población CO9 de vid silvestre cultivada en cámara de cultivo en condiciones crecientes de CaCO₃. Para

ello, en la citada tabla se indican los valores de las mediciones efectuadas al inicio de la prueba y los tomados a los 30 días en que se consideró finalizada la misma. Asimismo, se indican los incrementos de crecimiento calculados transcurrido dicho período y los valores medios de dichos incrementos para cada una de las concentraciones de caliza ensayadas.

Se observa en la tabla 78 que, transcurridos 30 días desde la adaptación, la longitud media alcanzada en ausencia de caliza en el vaso de cultivo es de 15,77 cm, lo que representa un incremento medio de crecimiento de estas plantas de 6,48 cm, valor muy superior ($p \leq 0.01$) (tabla 78) al hallado cuando se añade CaCO_3 al medio a cualquiera de las concentraciones ensayadas. Es decir, con el nivel de 20% de caliza activa la longitud media es de 4,52 incrementando la longitud de la parte aérea respecto a la inicial en 2,52 cm, y para las concentraciones de 40 y 60% de CaCO_3 , los incrementos son ya muy bajos, 0,76 y 0,36 cm respectivamente, inferiores incluso a la unidad. En consecuencia, la acción de la caliza perjudica parcialmente el desarrollo en longitud de las plantas de esta población de vid silvestre, con un coeficiente de correlación de $r = -0,893$, no significativo estadísticamente. El comportamiento observado en esta prueba de cultivo en condiciones exteriores difiere del observado en el ensayo de cultivo *in vitro* (tabla 69), ya que en condiciones controladas no se encontraron diferencias entre las longitudes medias en las diferentes concentraciones de CaCO_3 respecto a la situación control.

Tabla 78.- Evolución de la longitud del tallo de plantas de la población CO9 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de CaCO₃.

Longitud (cm)								Incrementos			
0 %		20 %		40 %		60 %		0%	20%	40%	60%
8,5	13,5	11,3	11,6	4,9	5,6	2,6	2,9	5	0,3	0,3	0,3
13	17,5	9,5	11,3	2,9	3,9	8,7	7	4,5	1,8	1	1,7
6,5	11,6	11,3	18	2,3		11,4		5,1	6,7		
4,2	10	12,5	14,5	1,9	2,5	4,4		5,8	2	0,6	
4,1	6,6	13	15	5,1		3,3		2,5	2		
7,5	18	12,5	15,2	6,6		3	3,8	10,5	2,7		0,8
9,1	11	8	10,8	5	5,2	3,2		1,9	2,8	0,2	
12,5	15	7,8	11,5	3,9	3,9	9,5		2,5	3,7	0	
8,5	15	14	15	6,5	6,5	8,5	9,5	6,5	1		1,8
10	15,2	5,2	6	3,1		6,4	6,4	5,2	0,8		0
8,5	9,3	11,4	15,3	4,2	4,2	8,2		0,8	3,9	0	
13,8	21	10,6	12,2	6,6	6,8	4	4,8	7,2	1,6	0,2	0,8
9,5	23	10,3	12,7	5,8	6			13,5	2,4	0,2	
11	18,2	5,7	7,2					7,2	1,5		
9,6	21	9,8	11,6					11,4	1,8		
7,5	17	8,1	14,2					9,5	6,1		
12,3	23	8,5	10,9					10,7	2,4		
11,1	18	12,3	14,2					6,9	1,9		
		15,9	18,5						2,6		
Media	15.77	10.4	12.93	4.52	4.95	6.10	6.88	6.483	2.526 A	0.766	0.362
8.83								B		A	A

XVII.3.2.4. Número medio de brotes.

En la tabla 79 se indica la evolución del número medio de brotes de plantas de la población CO9 de vid silvestre cultivadas en cámara de cultivo con niveles crecientes de CaCO_3 . Para ello, a semejanza de la tabla anterior se expresan los valores del número medio de ramificaciones contabilizados al inicio de la prueba y los cuantificados a los 30 días. Asimismo, al igual que ocurriera para la longitud, se indican los incrementos en el número medio de brotes habidos en el período de tiempo indicado y los valores medios de dichos incrementos para cada una de las concentraciones de caliza activa ensayadas. En ausencia de CaCO_3 , se obtienen plantas con una media de brotes de 2,11 (tabla 79) a los 30 días de cultivo, lo que representa, un incremento respecto al valor medido al inicio de la prueba de 0,555. Cuando el sustrato tiene un 20% de CaCO_3 , se encuentra una reducción sin significación estadística, en el incremento del número medio de brotes (desde 2 a 2,21) de 0,263 (tabla 79). A concentraciones mayores de caliza activa en el sustrato no hay, prácticamente, desarrollo de brotaciones laterales en las plantas de CO9, a excepción de un incremento de 0,166 brotes que aparece en la concentración de 60% de CaCO_3 . En consecuencia, existe una correlación inversa para las plantas de CO9 ($r = -0,940$) entre el número de brotes y las concentraciones de caliza activa empleadas, aunque este efecto negativo no es suficiente para establecer diferencias a nivel estadístico entre las medias del número de brotes de los cuatro tratamientos usados.

Tabla 79.- Evolución del número medio de brotes de plantas de la población CO9 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de CaCO₃.

0 %		20 %		40 %		60 %		Incrementos			
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 %	20 %	40 %	60 %
3	3	3	3	1	1	1	1	0	0	0	0
1	1	1	2	1	1	1	1	0	1	0	0
2	2	1	2	1		1		0	1		
1	1	3	4	1	1	1		0	1	0	
1	1	2	2	1		2	2	0	0		
1	1	1	2	1		2		0	1		0
1	1	2	3	1	1	1		0	1	0	
1	5	2	2	4	4	1	2	4	0	0	
1	1	2	2	1	1	1	2	0	0		1
3	3	2	2	1		2		0	0		0
1	3	2	2	1	1	1	2	2	0	0	
2	3	2	2	1	1	2		1	0	0	0
3	3	2	2	1	1			0	0	0	
2	3	3	3					1	0		
1	2	1	1					1	0		
1	2	3	3					1	0		
1	1	2	2					0	0		
2	2	2	2					0	0		
		1	1						0		
Media 1,55	2,11	2	2,21	1,23	1,23	1,49	1,66	0,555 A	0,263 A	0 A	0,166 A

XVII.3.2.5. Número medio de yemas.

En la tabla 80 se indica la evolución del número medio de yemas de plantas de la población CO9 de vid silvestre cultivada en cámara de cultivo con concentraciones crecientes de CaCO_3 en el sustrato. Para ello, como se ha indicado, en la citada tabla se expresan los valores del número medio de yemas por planta contados al inicio de la prueba y los contabilizados a los 30 días de cultivo en esas condiciones. Se observa en la tabla que, cuando el sustrato carece de CaCO_3 , el número medio de yemas obtenido en las plantas de esta población de vid silvestre, transcurridos 30 días de cultivo en contenedor es de 15,22, lo que representa un incremento de 5,22 nuevas yemas respecto al medido al inicio de la prueba, números muy superiores estadísticamente ($p \leq 0.01$) (tabla 80) a los observados en las plantas de la concentración del 20% de CaCO_3 , que es de 13,36, y supone un incremento de solamente 1,42 yemas respecto al medido al inicio de la prueba, también significativo estadísticamente ($p \leq 0.05$) respecto al hallado en ausencia de caliza. Las plantas desarrolladas en el nivel inmediatamente superior de CaCO_3 , 40%, presentan, a los 30 días, un número de yemas de 8, lo que representa un incremento de 1 yema, incremento estadísticamente igual al obtenido en la concentración del 20%. En la concentración máxima de CaCO_3 en el sustrato, 60%, el número de yemas observado a los 30 días de cultivo es de 10, lo que representa un incremento de 2,5, similar al obtenido en ausencia de caliza activa. En consecuencia, al igual que en el caso de la longitud y número medio de brotes, existe una correlación inversa ($r = -0.587$) entre la concentración de CaCO_3 del medio y el número de yemas, pero muy inferior a la encontrada para la longitud del tallo y número de brotes, debido al aumento de yemas que se producen en las plantas supervivientes de la mayor concentración de caliza activa ensayada.

Tabla 80.- Evolución del número de yemas de plantas de la población CO9 de vid silvestre al inicio de la prueba y a los 30 días de cultivo en concentraciones crecientes de CaCO₃.

0 %		20 %		40 %		60 %		incrementos			
0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0 días	30 días	0%	20%	40%	60%
14	17	19	24	6	8	5	7	3	5	2	2
8	12	8	8	5	8	6	7	4	0	3	2
9	19	10	12	4		8		10	2		
6	7	15	15	6	8	5		1	0	2	
5	10	17	20	8		10		5	3		
6	10	9	11	6		12	14	4	2		2
8	11	13	14	7	8	4		3	1	1	
9	10	12	13	15	15	6		1	1	0	
7	9	11	11	5	5	7	13	2	0		7
19	27	12	15	5		10	11	8	3		1
9	15	15	15	7	7	7		6	0	0	
14	22	13	14	8	8	14	15	8	1	0	1
15	24	10	13	9	9			9	3	0	
14	25	14	14					11	0		
8	16	10	10					8	0		
7	11	16	16					4	0		
10	12	15	16					2	1		
10	16	12	15					6	3		
		10	12						2		
Media 10	15,16	11,94	13,36	7	8	7,50	10,0	5,22 B	1,42 A	1 A	2,50 AB

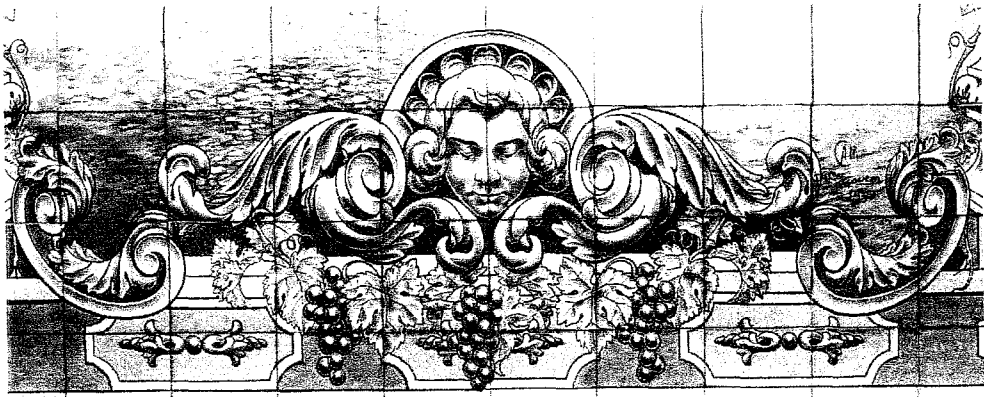
Letras mayúsculas diferentes leídas en filas indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.01$, t Student) entre diferentes concentraciones salinas.

Como resumen general del ensayo en cámara de cultivo de tolerancia a concentraciones crecientes de caliza activa en el sustrato, hay que destacar la alta tasa de supervivencia observada, tanto en el proceso de adaptación de condiciones *in vitro-ex vitro*, como en el cultivo posterior durante 30 días fuera del tubo de ensayo, obteniéndose, en este último caso, un 40% de plantas vivas de la población CO9 de vid silvestre en la concentración más elevada de caliza en el medio, 60%, nivel muy superior al manejado en la bibliografía como máximo posible para el desarrollo de la vid. Sin embargo, la influencia de la caliza sobre el desarrollo de la parte aérea de la planta resulta muy negativa sobre todo respecto a la longitud media del tallo que resulta muy afectada en las concentraciones de 40 y 60% de CaCO_3 .

Por otro lado, hay que destacar que estos resultados, aún muy preliminares, deben ser confirmados con nuevos ensayos que contemplen la ampliación del experimento a un mayor número de poblaciones, el aumento del tiempo de permanencia por encima de 30 días, mediante cultivo en contenedores de mayor capacidad que permitan el desarrollo durante meses, incluso años, de la vid silvestre y de portainjertos tolerantes y no tolerantes a suelos calizos al objeto de comparar sus comportamientos frente a niveles de caliza activa incluso superiores a los aquí ensayados.

Sin embargo, aunque los resultados obtenidos se consideran provisionales como se ha comentado, la tolerancia a la caliza señalada, tanto *in vitro* como en condiciones externas viene avalada por el desarrollo normal en su medio natural de plantas de esta misma población CO9 sobre suelos con valores de caliza del 66,69 y 62,2% en los niveles de 0-40 cm y 40-80 cm respectivamente (tabla 2). También otras poblaciones,

como MA1 desarrolla su ciclo fenológico en suelo con porcentajes de caliza de 41,1 y 43,7% respectivamente en ambas profundidades.



XVIII.- VIRUS EN LA VID SILVESTRE

XVIII.- VIRUS EN LA VID SILVESTRE.

XVIII.1. INTRODUCCIÓN

A diferencia de los virus que aquejan a los animales, los virus en los vegetales no penetran en la planta de una forma activa, sino que aprovechan cualquier lesión para ello. Además de las lesiones directas, existen vías particulares de penetración como el uso de haustorios de otra planta parásita de la primera, o la utilizada por algunos virus, que se multiplican en el tubo digestivo de algunos insectos introduciéndose posteriormente en la planta a partir de las picaduras de los mismos. Una vez que el virus llega a una célula de la planta, pierde su cubierta proteínica e induce a la célula a sintetizar ARN polimerasas. Estas enzimas, en presencia del ARN viral, que sirve como modelo y de los nucleótidos que lo constituyen, sintetizan más ARN. Tan pronto como el nuevo ácido nucleico viral aparece, parte de él se traduce, es decir, induce a la célula hospedante para que sintetice las moléculas proteínicas que formarán la cubierta protectora del virus.

Los virus se desplazan de una célula a otra a través de los plasmodesmos, que unen células adyacentes. Sin embargo, una gran cantidad de virus no sólo se restringen a movimientos a células vecinas, sino que pueden transportarse a mayores distancias a través del sistema vascular y alcanzar zonas en crecimiento (ápices en desarrollo). Al propagarse el virus por toda la planta, ésta reacciona con síntomas sistémicos, aunque también es frecuente la reacción en el punto de penetración (síntomas locales).

XVIII.1.1. Enfermedades producidas por virus en la vid.

RATHAY (1883) es el primero, del que se tienen noticias, en describir síntomas extraños en la vid que atribuye a enfermedades hasta ese momento desconocidas. En los inicios del siglo XX surge una enfermedad, conocida según los países como *roncet*, *court-noué*, *panachure*, *urticado*, *arricciamento* y *reisigkrankheit*, y en España *entrenudo corto*, *arrepollado*, *degenero*, *achaparramiento*, *amarilleo canario*, etc., con un período de desarrollo de 12-15 años, después del cual, la producción disminuye rápidamente y las viñas degeneran. Los viñedos perdidos necesitan estar en barbecho unos diez años para su regeneración. Hasta mediados de 1930 se piensa que esta enfermedad se transmite por injerto y por el suelo y se la conoce en muchos sitios como "degeneración infecciosa". En 1950, HEWITT comprueba que es causada por el virus del entrenudo corto (*Grapevine fanleafvirus*).

XVIII.1.2. Virus del Entrenudo corto de la vid o virus de la Degeneración infecciosa (*Grapevine fanleaf virus* - GFLV)

El GFLV, perteneciente al grupo de los nepovirus, se encuentra repartido en el mundo entero y se le considera como el virus más importante dentro de los que afectan a la vid, incluyendo a portainjertos de especies americanas, variedades viníferas e híbridos. Su difusión a grandes distancias se debe al transporte de plantas enraizadas, injertos o portainjertos provenientes de plantas sin control sanitario (BOVEY *et al.*, 1980a; PEREZ-CAMACHO, 1981). Afecta al rendimiento y a la longevidad de las cepas, aunque los síntomas y su gravedad varían según la estirpe del virus, pudiendo producir desde un debilitamiento gradual hasta la destrucción rápida de la cepa atacada (HEWITT *et al.*, 1962; VUITTENEZ, 1970; BOVEY, 1972).

La enfermedad se caracteriza, según MARTELLI y SAVINO (1988), por presentar tres reacciones, razas o estirpes emparentadas serológicamente, cuyos síntomas más destacados son: 1) **court-noué** o malformaciones infecciosas: anomalías de todo tipo en la forma y número de nervios de las hojas, acortamientos de entrenudos, fasciaciones, corrimiento floral y porte arpeollado de la planta (HEWITT, 1950), 2) **amarilleo canario o mosaico amarillo (yellow mosaic)**: alteraciones de intensidad variable en cualquier órgano en desarrollo, desde manchas, anillos o líneas hasta coloración blanquecina o amarillo oro completa, racimos pequeños y uvas que no llegan a madurar (HEWITT, 1950), y 3) **amarilleo reticulado o bandeado de venas (vein banding)**: coloración amarilla preferentemente en las nerviaciones principales de las hojas aunque se pueden extender a zonas intervenales, ligeras deformaciones de estas hojas, racimos escasos y de aspecto raquíico (GOHEEN y HEWITT, 1962).

La evolución del GFLV en la planta de vid está influenciada por muchos factores. La nutrición y, concretamente el aporte de N, puede amplificar o disimular los síntomas (MARSCHNER, 1990). Cuando el portainjerto utilizado es capaz de garantizar una nutrición mineral correcta disminuyen los signos del GFLV (BABINI *et al.*, 1981; BERRES y STELLMACH, 1990; GOLINO, 1993; WALKER *et al.*, 1994). No obstante, a pesar de que el requerimiento nutricional de los virus está restringido a aminoácidos y nucleótidos, determinados nutrientes, especialmente nitrógeno y fósforo (FUCHS y GROSSMAN, 1972) y, en menor medida, potasio (PERRENOUD, 1977) favorecen la multiplicación viral (MARSCHNER, 1990).

El régimen térmico anual también puede alterar la sintomatología. Con la alta temperatura estival algunos virus como el GFLV no manifiestan

toda su patología, para volver a aparecer en otoño (VUITTENEZ, 1970; MARSCHNER, 1990; ARIAS *et al.*, 1994; FRANTZ y WALKER, 1995), lo que es necesario tener en cuenta en el muestreo de material en campo para la detección del virus evitando la toma de muestras en períodos de alta temperatura.

Los síntomas de amarilleamiento foliar descritos, indican la alteración de la pigmentación de la hoja provocada por el virus. Destaca una disminución del contenido en clorofila total (12-14 %, para "vein banding" y 16-35% para "yellow mosaic") (ABRACHEVA 1974) y, en consecuencia, ralentiza la fotosíntesis (AUGER *et al.* 1995). BELLI (1992) indica que la fotosíntesis neta es menor, ya que la que se realiza en las zonas claras de las hojas no se ve compensada por la mayor actividad en la zona verde. Además, BRANAS (1974) considera que este amarilleamiento es fotosensible debido a que sólo aparece en zonas soleadas de la vid. Los síntomas de clorosis o jaspeado también puede verse incrementados por la disminución de la intensidad respiratoria de la planta y disminución de la superficie foliar (WALTER, 1988). ABRACHEVA (1974) observa en cv. 'Bolgar' que cuando está infectado por GFLV, la disminución en la actividad fotosintética está acompañada además de un descenso de la transpiración.

En el caso del GFLV se comprueba que provoca un fuerte aumento de la actividad peroxidasa en la planta de vid (BARNA, 1973. Cit. por WALTER, 1988), llegando a producir necrosis en algunos tejidos. Esta actividad además promueve la oxidación de la hormona auxínica AIA (GARCIA *et al.*, 1992), con una disminución en su concentración que, puede incluso provocar un desequilibrio hormonal en los ovarios (WALTER, 1988), que se traduce en corrimiento floral.

En vides con virus es frecuente el aumento de incompatibilidades en el injerto, bien porque el sistema vascular está alterado o porque no hay unión con el portainjerto (FALLOT *et al.*, 1979; LEGIN y WALTER, 1986), ambos factores suelen ser consecuencia de desarreglos en el transporte vía floema.

El efecto negativo del GFLV sobre la rizogénesis está muy acentuado (alrededor del 65% de éxito), presentando las raíces aspecto coraloide (BRÜCKBAUER, 1962). Igualmente se observa una diferente aptitud al enraizamiento y multiplicación vegetativa *in vitro* de las plantas en relación a su estado sanitario (CUPIDI y BARBA, 1993; ABRACHEVA *et al.*, 1994; GONZALES *et al.*, 1995) sin poderse concretar si este efecto se debe a una menor concentración o traslocación de hormonas, enzimas o nutrientes o a barreras de tipo mecánico.

XVIII.1.3. Nematodos asociados a la vid.

Los nematodos que habitan en el suelo son animales invertebrados de cuerpo más o menos transparente con una organización muy sencilla. Comprenden más de 2.000 especies algunas de las cuales parasitan a las plantas cultivadas, siendo causa de daños que pueden ser muy graves.

Los que aparecen en vid son especies de origen edáfico, se alimentan de sus raíces y se estima que representan el 15 % de las pérdidas totales del cultivo (ARIAS *et al.*, 1990). Como patógenos de este cultivo, destacan los nematodos transmisores de virus, ya que además de daños directos en raíces (necrosis, pequeñas agallas y reducción en la proliferación radicular) (WYSS, 1982; BELLO, 1983; FRASCHINI, 1990), son capaces de actuar como vectores de virus.

XVIII.1.3. Nematodos transmisores del GFLV.

La capacidad de transmitir virus vegetales en nematodos no se descubrió hasta 1958, en que HEWITT *et al.* (1958) demostraron que *Xiphinema index* Thome&Allen de la familia *Longidoridae*, transmitía el virus de la Degeneración infecciosa o Entrenudo corto de la vid (GFLV). Más tarde, en trabajos que realizan VUITTENEZ *et al.* (1972), se confirma el papel de *X. index* como vector en la diseminación del GFLV en toda Europa y SOPP (1994) indica que en viñedos de Alemania es la asociación virus-vector más frecuente. Experimentalmente, COHN y NITZANY (1970) encuentran que este virus puede transmitirse también por el nematodo *X. italiae* Meyl, aunque MARTELLI (1978), indica que tiene mucha menos importancia como vector en campo.

Según DEREK (2004), varias especies de este género están repartidas en todas las áreas principales de viñedos del mundo. La mayoría de las infestaciones de estos nematodos producen un lento y gradual decaimiento, pero raras veces matan a las vides en su totalidad. Se alimentan por medio de un largo estilete que utilizan para penetrar en el sistema vascular de las raíces. La mayor parte de su alimentación tiene lugar en los ápices de las raíces y el crecimiento de las mismas se para inmediatamente después de que comienzan a alimentarse, dando lugar a un sistema radicular con aspecto de "escoba de bruja" (PEARSON y GOHEEN, 1996). Este estilete es el que permite el tránsito del GFLV e incluso su acumulación. Según ALFARO y GOHEEN (1974), es suficiente que *X. index* se alimente durante 5 minutos para transmitir el virus a la planta, ya que la retención del virus en *X. index* se produce en la capa cuticular que tapiza el lumen del esófago, extendiéndose la zona de retención desde el odontostilo hasta el bulbo basal (PONZ *et al.*, 1990). La persistencia del virus en los nematodos *Xiphinema* adultos puede ser de varias semanas a más de 9 meses (SIDDIQI, 1974) e incluso, hasta dos

años (ARIAS y ANDRES, 1988) en ausencia de hospedador.

Tanto *X. index* como *X. italiae* son fitoparásitos obligados con un rango de hospedadores estrecho aunque su distribución está íntimamente relacionada con la vid, su hospedador principal y se cita en: Africa del norte, Alemania, Argentina, Australia, Chile, EE.UU, España, Francia, Grecia, Hungría, Irán, Irak, Italia, Portugal y Sudáfrica. Todas las fases de *Xiphinema index* se alimentan de las puntas de la raíz, a diferencia de *X. italiae*, que no tiene por qué localizarse en los extremos de éstas (COHN, 1977). Las raíces atacadas por *X. index* sufren una reducción del 38-65% del peso, muestran necrosis, falta de raíces laterales e hinchazón terminal (EVANS *et al.*, 1993). En contraste. los síntomas producidos por *X. italiae* son mas reducidos (COHN, 1977). Además de la asociación con las raíces descrita, el microhábitat de estos dos nematodos migratorios incluye el sistema de canales y poros del suelo y las películas de agua sobre las partículas del mismo, por las que se desplazan por movimientos ondulatorios, nadando o arrastrándose entre ellas. Debido a lo limitado de sus desplazamientos en campo (1-1,5 m/año) (TOBAR y PEMAN, 1970; PALM y WALTER, 1991) no se consideran como agentes eficaces de dispersión del GFLV a grandes distancias, sino más bien como focos locales de la enfermedad. Sin embargo algunas técnicas de cultivo pueden favorecer su propagación a mayor distancia (ESMENJAUD, 1986) (GARCIA, 1976; ORTUÑO *et al.*, 1982; TAYLOR *et al.* 1994; ARIAS *et al.*, 1995; DEL MORAL *et al.*, 1997).

BOUBALS y PISTRE (1978) observan que plantas de *Muscadinia rotundifolia*, inoculadas con *X. index* viróticos, no manifiestan algunos síntomas de GFLV hasta cinco años después. En un estudio con el mismo material BOUQUET (1981) indica que esto no supone un fenómeno de tolerancia al virus sino más bien de una resistencia a la transmisión del GFLV por su nematodo vector. También JIMENEZ y GOHEEN (1980),

RASKI *et al.*, (1983) y LAHOQUE y BOULARD (1996) en ciertas variedades de *V. vinifera* encuentran resistencias a la multiplicación del GFLV.

Aunque aún se conoce poco sobre la ecología de los nematodos parásitos de plantas, se sabe que la naturaleza del suelo, su estructura y textura (PALM y WALTER, 1991), aireación y grado de humedad ejercen una gran influencia en la vida de los nematodos. YEATES (1996) indica que la temperatura y el régimen de humedad son las variables que dominan en la actividad de los mismos. La temperatura afecta a las actividades de los nematodos (puesta, reproducción, movimiento, desarrollo y supervivencia) y al desarrollo de la planta huésped. Casi todos se tornan inactivos en una gama de temperaturas bajas, entre 5 y 15 °C; la gama óptima en suelo para un desarrollo ordenado está entre 16 y 22 °C (BOUQUET y DANGLOT (1983)) y de nuevo se vuelven inactivos entre 30 y 40 °C (NORTON, 1978).

Cuando el suelo está seco, disminuye el número de nematodos o la actividad de las poblaciones resultantes. Ningún nematodo es activo en ausencia de agua, pero en los suelos saturados, que no son favorables para el cultivo, debido a la falta de oxígeno y toxinas producidas por organismos anaerobios, la población de nematodos se reduce a algunas especies sensibles a estas condiciones (PALM y WALTER, 1991). Además, el tamaño de las partículas del suelo influye en sus propiedades de aireación, que a su vez dependen de la relación entre la humedad y estructura del mismo. Según ESMENJAUD *et al.*, (1992) y GUIRADO *et al.*, (1995) *Xiphinema index* en terrenos arcillosos se localiza a 0-25 cm, mientras que en terrenos arenosos se encuentran a 0-40 cm de profundidad.

XVIII.1.4. Detección

Existen diversos y numerosos métodos de detectar la presencia de virus en vegetales. Todas las alteraciones a nivel fisiológico descritas tienen su expresión a nivel morfológico mostrando a simple vista anomalías en sarmientos de plantas aquejadas de GFLV, lo que permite hacer una primera detección *de visu* de la presencia del virus y del grado de afección producido. Así, OLIVEIRA (1920) observa fasciaciones o aplastamientos que aparecen por un desplazamiento lateral o longitudinal y parenquimatización del emplazamiento del meristemo apical y, RIVALS y ASSAF (1963), señalan la existencia de sarmientos con entrenudos cortos (figura 189) y dobles nudos, debidas a la disminución del crecimiento en el segmento apical. Más tarde, BRANAS (1974) indica el aspecto curvado hacia abajo de los sarmientos, causado por una menor cantidad de tejidos de sostén y ligero retardo en su lignificación. Además el debilitamiento del primordio foliar disminuye la división de uno o varios de los meristemas, que darán lugar a los lóbulos de las hojas, originando hojas con 1-4



Figura 189.- Vid con claros síntomas de entrenudo corto.



Figura 190.-. Amarilleamiento producido por GFLV.

nervios, hojas dobles y senos peciolares más profundos. Para finalizar, uno de los síntomas mas fáciles de observar y característicos de este virus, como ya se ha señalado, es el amarilleamiento o incluso la necrosis provocado por el virus (figura 190).

Entre los métodos de detección mas específicos, además de los ya rutinarios a nivel de laboratorio, como la transmisión mecánica de extractos de plantas "problema" a plantas indicadoras (AL-SHAHWAN *et al.*, 1995); injerto en verde sobre plantas sensibles (ROBERTS, 1964; HILL, 1984; GOHEEN, 1989) o mediante vectores (SINGH *et al.*, 1997; WANG *et al.*, 1992) se encuentran el cultivo *in vitro* de tejidos vegetales del que se aprovecha su característica de poder estudiar una variable concreta fijando el resto de factores (TANNE *et al.*, 1996) o la práctica del injerto en condiciones controladas, como es el caso del injerto sobre brotes de vid LN-33 para la detección del virus corky-bark (TANNE *et al.*, 1993).

Mas sofisticadas son las técnicas de detección mediante hibridaciones moleculares sobre soportes sólidos, (materiales como nylon, con capacidad para fijar ácidos nucleicos, o sobre membranas de nitrocelulosa (TANNE *et al.*, 1989; VARVERI *et al.*, 1989)), aprovechando la propiedad de los ácidos nucleicos de aparearse con sus moléculas complementarias en determinadas condiciones.

Muchos virus de plantas producen inclusiones intracelulares de apariencia fácilmente identificable (GOLDSTEIN, 1927; CHRISTIE y EDWARSON, 1986; NAN-JING KO, 1988) que pueden contener partículas de virus y otros productos del genoma viral y, en algunos casos, constituyentes celulares modificados, por lo que su detección por microscopía óptica puede ser un método rápido y relativamente económico.

La técnica basada en la inmunoelectromicroscopía (IEM) combina la gran sensibilidad de la serología con el alto poder de resolución de la microscopía electrónica. Permite la observación directa de la interacción antígeno-anticuerpo y una vez producida ésta, la deducción de la relación entre ambos con valor de diagnóstico. Realmente es un ELISA efectuado sobre una rejilla del m.e. donde no se utiliza ni un conjugado, ni un revelador con sustrato.

No obstante, en la actualidad los test inmunológicos son los métodos mas utilizados para la detección y certificación rutinaria de virus vegetales en diferentes huéspedes, por ser rápido, fácil, muy fiable y aplicable a un gran número de muestras. En este grupo de test los más destacados son los denominados ELISA (*Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*) basado en la existencia de una proteína capsular del virus que permite la creación de anticuerpos en animales como aves. De la sangre de éstos se extrae y filtran los anticuerpos (gammaglobulinas).

La técnica consiste en bañar un pocillo con el anticuerpo efectuando un lavado posterior para eliminar su exceso, después se añade el extracto de la planta a testar, que si lleva el virus éste (antígeno) quedaría sujeto al anticuerpo. Con el mismo anticuerpo, unido a una enzima, generalmente de color amarillo, se llena el pocillo obteniéndose una reacción coloreada, que es de alguna forma proporcional en intensidad al contenido de virus en el extracto testado (GUGERLI et al., 1984). Se distinguen dos variantes ELISA-DAS (Double antibody sandwich) y ELISA-TAS (Triple antibody sandwich), dependiendo del número de anticuerpos sonda que se utilicen (dos o tres).

Sin embargo, existen potenciales fuentes de error para este test, lo que puede provocar variaciones en los resultados del análisis de una misma cepa debido a (GOLINO et al., 1992): Desigual distribución del virus en los diferentes tejidos de la planta, cambios en la concentración del

virus debido a la edad del tejido, variaciones estacionales, existencia de virus extraños con diferentes reacciones serológicas, lo que entraña y la posibilidad de falsos positivos o negativos.

El objetivo del presente capítulo es conocer la presencia y el grado de infección del virus del entrenudo corto (GFLV) en plantas de diferentes poblaciones andaluzas de vid silvestre, abarcando el mayor número posible de situaciones de las mismas, usando para la detección del citado virus el test inmunológico ELISA-DAS.

XVIII.2. MATERIAL Y MÉTODOS

Se muestreó material de plantas de vid silvestre pertenecientes a las poblaciones descritas en la tabla 81 y procedentes de tres situaciones diferentes de cultivo: a) directamente del área originaria donde crecía la población de vid silvestre; b) de cultivo *in vitro* y c) de plantas adaptadas y desarrollándose en cámara de crecimiento. Para la situación a se tomaron un número determinado (entre 3 y 5) de hojas medias y ya completamente

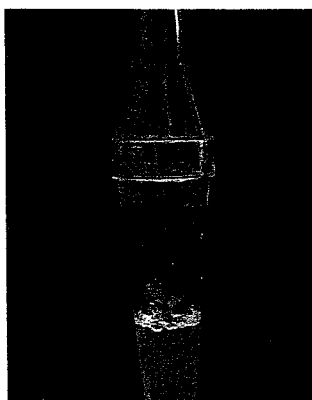


Figura 191.- Tubo de Wit.

desarrolladas de los sarmientos, para la situación b) (medio controlado) la planta completa, directamente de tubos de Wit (figura 191) donde permanecían en crecimiento durante al menos 30 días y para la situación c) tres hojas desarrolladas en la zona central del tallo. Con estos grupos se pretende cubrir todas las situaciones que la vid silvestre pudiera presentar respecto a las virosis, tanto para conocer su estado en diferentes

posibilidades de cultivo, como para evitar las potenciales fuentes de error descritas en el apartado de introducción, en especial la dependencia estacional y las condiciones de nutrición.

Tabla 81.- Material de vid silvestre (poblaciones y procedencias) muestreado para la detección de GFLV mediante test ELISA.

Poblaciones	Procedencia	Nº de repeticiones
14/Córdoba/1	Campo (a)	5
41/Guillena/1	Campo (a)	5
11/Alcalá de los Gazules/3	In vitro	1
14/Córdoba/3	In vitro	2
14/Villaviciosa de Córdoba/1	In vitro	1
14/Rute/1	In vitro	1
21/Almonte/3	In vitro	2
23/Santa Elena/1	In vitro	1
23/Guarromán/1	In vitro	1
23/Guarromán/2	In vitro	1
11/Vejer de la frontera/1	In vitro	2
29/Antequera/1	In vitro	1
41/Guillena/1	In vitro	1
11/Alcalá de los Gazules/3	Cámara de cultivo	2
11/Los Barrios/2	Cámara de cultivo	2
11/Zahara de la Sierra/1	Cámara de cultivo	1
11/Grazalema/1	Cámara de cultivo	3
14/Córdoba/3	Cámara de cultivo	1
14/Rute/1	Cámara de cultivo	2
14/Montoro/2	Cámara de cultivo	2
14/Villaviciosa de Córdoba/2	Cámara de cultivo	2
21/Almonte/3	Cámara de cultivo	2
21/Cumbres de S. Bartolomé/1	Cámara de cultivo	1
23/Santa Elena/1	Cámara de cultivo	2
23/Guarromán/1	Cámara de cultivo	2

23/Guarromán/2	Cámara de cultivo	1
11/Vejer de la frontera/1	Cámara de cultivo	1
29/Antequera/1	Cámara de cultivo	2
41/Guillena/1	Cámara de cultivo	1
TOTAL		51

El procedimiento del test ELISA, modalidad DAS, usado fue el siguiente:

1.- Obtención del extracto de las plantas "problema" en frío, mediante homogeneización con tampón de extracción (tampón carbonato con un pH de 9,6) debido al fuerte carácter ácido de los tejidos de la vid (GOLINO *et al.*, 1992).

2.- Fijación de anticuerpos específicos sobre una superficie inmunoabsorbente, generalmente los pocillos de una placa de poliestireno transparente, conocida como placa ELISA (figura 192), (**tapizado**). Con una incubación posterior de 3-4 horas a 35-37°C y seguida inmediatamente de una lavado con tampón de lavar (compuesto por Tween disuelto en tampón PBS).

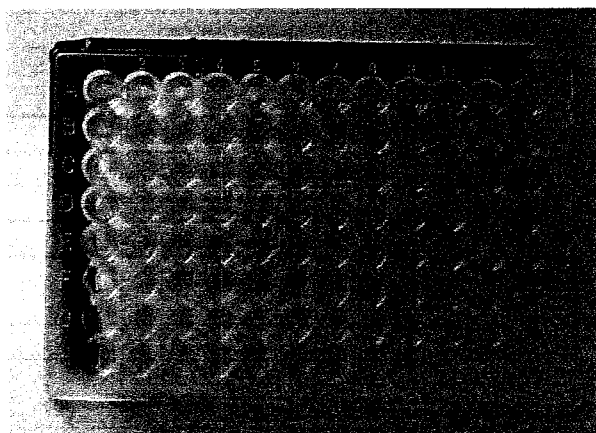


Figura 192.- Placa ELISA.

3.- Adición del extracto vegetal, incubación durante 16-18 h a 4°C y posterior lavado para eliminar los restos vegetales.

4.- Adición de anticuerpos conjugados con una enzima, incubación durante 4 h a 35-37°C y lavado para eliminar los anticuerpos marcados que no hayan reaccionado.

5.- Adición del sustrato (tampón sustrato con p-nitrofenilfosfato) sobre el cual sea capaz de actuar la enzima marcadora. La conversión del sustrato cromogénico p-nitrofenil fosfato (no coloreado) a p-nitrofenol (amarillo en solución alcalina) revela la presencia de enzima conjugado. Este ensayo puede detectar concentración de virus de 1-10 ng/ml.

6.- Lectura en un lector MULTISKAN a 405 nm a partir de los 30 min, en concreto, en la presente tesis, se efectúan dos mediciones a los 60 y 90 minutos respectivamente. Se consideran como positivos aquéllos valores que poseen lecturas superiores al valor medio de los controles más dos veces la desviación típica (valor de referencia).

Composición y preparación de los tampón usados:

Tampón P.B.S.

NaCl	8,0 g
KH ₂ PO ₄	0,2 g
Na ₂ HPO ₄ .12 H ₂ O	2,9 g
KCl	0,2 g
Acida sádica (NaN ₃)	0,2 g

Agua destilada 1000 ml
pH = 7.2.
Conservar a temperatura ambiente.

Tampón lavador

Twin-20 0,5 ml
Tampón P.B.S. 1000 ml
pH = 7.4.
Conservar a 4 °C

Tampón de extracción (Tris-ClH)

Preparación del Tris-ClH: Tomar 121 g de Tris y llevar hasta 800 ml con agua destilada. Ajustar el pH a 8,3 mediante adición de ácido clorhídrico puro (aproximadamente 30 ml). Enrasar a 1000 ml con agua destilada.

Tampón Tris ClH:

Tris-ClH 500 ml
NaCl 8,7 g
Tween-20 0,5 ml
Polivinil-pirrolidona (PVP-40) 20 g.
Polietilenglicol-5000 10 g.
Una vez disuelto, enrasar a 1000 ml con agua destilada.

Tampón carbonato

Na_2CO_3 1,59 g.
 NaHCO_3 2,93 g
Acido de sodio (NaN_3) 0.20 g
Agua destilada 1000 ml
pH = 9,6
Conservar a 4°C.

Tampón conjugado

Polivinil-pirrolidona 20,0 g.
Tampón P.B.S. 1000 ml
pH = 7,4.

Conservar a temperatura ambiente.

Tampón substrato

Dietanol amina	97 ml
Acida de sodio (NaN ₃)	0,2 g.

Disolver en 800 ml de agua destilada. Ajustar el pH a 9,8 con HCl concentrado, y enrasar a 1000 ml con agua destilada. Guardar en oscuridad.

XVIII.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 82.- Valores (densidad óptica a 405 nm) de plantas de las poblaciones CO1 y SE1 procedentes de su hábitat medidos a los 60 y 90 minutos.

Poblaciones	Situación	Medición (min.)	
		60	90
14/Córdoba/1	Campo	0,145	0,149
41/Guillena/1	Campo	0,093	0,094
Valor de referencia		0,219	0,224

Tabla 83.- Valores (densidad óptica a 405 nm) de plantas de distintas poblaciones de vid silvestre procedentes de cultivo in vitro y de cámara de endurecimiento medidos a los 60 y 90 minutos desde la adición del sustrato indicador.

Poblaciones	Situación	Medición (min.)	
		60	90
11/Alcalá de los Gazules/3	<i>In vitro</i>	0,052	0,058
14/Córdoba/3	<i>In vitro</i>	0,051	0,057
14/Córdoba/3	<i>In vitro</i>	0,051	0,058
11/Zahara de la Sierra/1	<i>In vitro</i>	0,055	0,061
14/Rute/1	<i>In vitro</i>	0,050	0,053

21/Almonte/3	<i>In vitro</i>	0,050	0,056
21/Almonte/3	<i>In vitro</i>	0,052	0,056
23/Santa Elena/1	<i>In vitro</i>	0,052	0,058
23/Guarromán/1	<i>In vitro</i>	0,048	0,052
23/Guarromán/2	<i>In vitro</i>	0,053	0,059
Los Parralejos	<i>In vitro</i>	0,051	0,057
Los Parralejos	<i>In vitro</i>	0,054	0,061
29/Antequera/1	<i>In vitro</i>	0,051	0,058
41/Guillena/1	<i>In vitro</i>	0,065	0,073
11/Alcalá de los Gazules/3	Cámara de endurecimiento	0,052	0,057
11/Alcalá de los Gazules/3	Cámara de endurecimiento	0,048	0,052
11/Los Barrios/2	Cámara de endurecimiento	0,049	0,056
11/Los Barrios/2	Cámara de endurecimiento	0,049	0,054
11/Zahara de la Sierra/1	Cámara de endurecimiento	0,051	0,059
11/Grazalema/1	Cámara de endurecimiento	0,050	0,056
11/Grazalema/1	Cámara de endurecimiento	0,047	0,054
11/Grazalema/1	Cámara de endurecimiento	0,048	0,052
14/Córdoba/3	Cámara de endurecimiento	0,052	0,056
14/Rute/1	Cámara de endurecimiento	0,051	0,057
14/Rute/1	Cámara de endurecimiento	0,051	0,055
14/Montoro/2	Cámara de endurecimiento	0,049	0,055
14/Montoro/2	Cámara de endurecimiento	0,051	0,058
14/Villaviciosa de Córdoba/2	Cámara de endurecimiento	0,049	0,056
14/Villaviciosa de Córdoba/2	Cámara de endurecimiento	0,050	0,059
21/Almonte/3	Cámara de endurecimiento	0,050	0,055
21/Almonte/3	Cámara de endurecimiento	0,056	0,064
21/Cumbres de San Bartolomé/1	Cámara de endurecimiento	0,052	0,056

23/Santa Elena/1	Cámara de endurecimiento	0,049	0,056
23/Santa Elena/1	Cámara de endurecimiento	0,050	0,055
23/Guarromán/1	Cámara de endurecimiento	0,048	0,055
23/Guarromán/1	Cámara de endurecimiento	0,047	0,053
23/Guarromán/2	Cámara de endurecimiento	0,051	0,056
11/Vejer de l Frontera/1	Cámara de endurecimiento	0,051	0,059
29/Antequera/1	Cámara de endurecimiento	0,048	0,053
29/Antequera/1	Cámara de endurecimiento	0,050	0,055
41/Guillena/1	Cámara de endurecimiento	0,050	0,054
Testigo GFLV positivo contrastado	Laboratorio	0,188	0,334
Testigo GFLV negativo contrastado	Laboratorio	0,045	0,048
Valor de referencia		0,090	0,096

En las tablas 82 y 83 se indican los valores de densidad óptica medidos a 405 nm transcurridos 60 y 90 minutos desde la adición del sustrato (p-nitrofenilfosfato). Se observa en dichas tablas que los valores obtenidos en todas las mediciones son inferiores a los umbrales mínimos (valores de referencia) (0.219 y 0.224 para plantas campo (tabla 82) y 0.090 y 0.096 para plantas de cultivo *in vitro* y cámara de endurecimiento (tabla 83), en ambos casos para 60 y 90 minutos respectivamente, por encima de los cuales es positiva la detección del virus. Estos valores solamente son superados por el testigo positivo incluido como control de laboratorio (en rojo en la tabla) como se observa en la tabla 83. En consecuencia, existe una ausencia total del virus del entrenudo corto en todas las plantas muestreadas.

Este resultado, unido a la ausencia de síntomas externos que pudieran detectarse "de visu" como amarilleamiento, achaparramiento, necrosis o entrenudos cortos, y a la carencia de nematodos en el suelo, como se discutió en el capítulo referente a plagas, indican de manera bastante clara la escasa o nula presencia del virus del entrenudo corto en las vides estudiadas. Extremo que queda reforzado por el alto número de repeticiones barajadas y los diferentes estados nutritivos constatados, sobre todo en el cultivo *in vitro*, donde las condiciones óptimas tanto ambientales (luz y temperatura) como de nutrición, son muy adecuadas para el desarrollo del virus.

No obstante, antes de pensar en una elevada tolerancia o, incluso resistencia, de la vid silvestre al virus del entrenudo corto, habría que tener en cuenta una serie de circunstancias que rodean a las plantas estudiadas, como la ausencia de vectores, en especial nematodos, vector natural de dicho virus (HEWITT *et al.*, 1958; COHN y NITZANY, 1970; VUITTENEZ *et al.*, 1972; MARTELLI, 1978; SOPP, 1994), humedad elevada del suelo en el hábitat de la vid silvestre andaluza, bosques de galería y riberas, factor que, como se ha indicado (PALM y WALTER, 1991) no favorece especialmente el desarrollo de nematodos.

En consecuencia, la vid silvestre ofrece ciertos aspectos de interés al no haberse detectado en ningún caso presencia de virus en las plantas estudiadas, pero para conocer su grado de tolerancia real al GFLV, sería necesario realizar pruebas de inoculación directa de extractos de plantas con total seguridad de estar afectadas por dicho virus, o bien someterlas a pruebas controladas de crecimiento en suelos con presencia de nematodos en los mismos.



CONCLUSIONES

CONCLUSIONES DE ESTA TESIS DOCTORAL.

LOCALIZACIÓN Y CARTOGRAFIADO

1. En nuestro estudio, hemos encontrado 83 poblaciones en Andalucía hasta la fecha de noviembre de 2004: 24 en la provincia de Córdoba, 23 en la de Cádiz, 16 en la de Huelva, 7 en la de Sevilla, 9 en la de Jaén, 3 en la de Málaga y 1 en la de Granada. ~~Únicamente~~ no se ha registrado ninguna población en las prospecciones realizadas en la provincia de Almería.

↑ espacio



HÁBITATS DE LA VID SILVESTRE

2. De las 83 poblaciones encontradas, el 95% corresponden a bosques de ribera y, únicamente un 5% a arenos ~~otés~~ de las proximidades de la desembocadura del Río Guadalquivir.

arenoboles

ESTADO DE CONSERVACIÓN

3. Salvo en los Parques Naturales y en el P.N. de Doñana, las vides se silvestres se encuentran amenazadas en el territorio andaluz; si bien, en algunos espacios protegidos, la limpieza de las riberas ha hecho disminuir el número de ejemplares,

como ha ocurrido en los ríos Múrtiga (Huelva), Majaceite y Tavizna (Cádiz).

PLAGAS Y ENFERMEDADES

4. Ninguna población de las encontradas presenta en su medio natural síntomas causados por la filoxera. No obstante, las poblaciones infestadas artificialmente han desarrollado escasos síntomas causados por este hemíptero, tanto en las raicillas como en hojas.
5. Dentro de las poblaciones andaluzas, la raza de las falsas agallas de *Colomerus vitis*, junto con las enfermedades fúngicas del oídio y el mildiu, en años lluviosos, constituyen los principales problemas sanitarios, sin que por ello se comprometa la viabilidad de las parras.
6. El oídio, al necrosar los extremos distales de algunos sarmientos, provoca un efecto limitante del número de yemas que van a brotar la próxima temporada, equiparándose a un efecto de poda artificial.
7. Las anteriores enfermedades criptogámicas de origen americano han sido, desde su introducción, los principales factores bióticos que han podido incidir sobre la reducción del número de individuos por población. Los actuales ejemplares han sido los que han podido soportar esta presión selectiva alóctona.

ENEMIGOS NATURALES

8. Los enemigos naturales del ácaro de la erinosis muestran una mayor biodiversidad en las poblaciones silvestres que en los viñedos cultivados, dado el intenso empleo de pesticidas en estos agroecosistemas.

↑ últimos

AMPELOGRAFÍA

9. Todos los ejemplares son dioicos, sin que hasta el presente se hayan encontrado plantas hermafroditas.
10. Se hace muy difícil la descripción ampelográfica de todos los ejemplares, ya que ostentan una gran diversidad foliar.
11. La gran variabilidad del conjunto de los caracteres ampelográficos y las diferentes sensibilidades a plagas y enfermedades dentro de cada población, son un exponente de la diversidad génica existente, por lo que constituyen una importante reserva para poder paliar la erosión genética del viñedo.

USOS ANTIGUOS

12. La vid silvestre, a lo largo de la Historia de la Humanidad, ha constituido un recurso polivalente, para su consumo directo, obtención de vinagre como conservante de los alimentos junto a la sal, remedios medicinales y materias primas para la fabricación de maromas y nasas de pesca. A ello, hay que añadir la selección realizada de los individuos hermafroditas para la restauración de su cultivo.

MICROPROPAGACIÓN

13. Se demuestra que la vid silvestre, *Vitis vinifera* L. subespecie *sylvestris* (Gmelin) Hegi, responde muy bien a la propagación in vitro. Con la metodología empleada en este trabajo (explantos uninodales de 1 cm de longitud y medio nutritivo VID) se obtuvieron medias del 77,4 % de plantas regeneradas con máximos frecuentes superiores al 90 %.
14. Además, en el medio indicado se logró el desarrollo de la parte aérea (tallo, hojas, yemas y brotes) y la radicación, evitándose así la realización de dos subcultivos en dos medios distintos (crecimiento y radicación) normal en el cultivo de vid in vitro. Esto representa un ahorro importante en costes, tiempo y productos.
15. Los ejemplares propagados, una vez multiplicados en vivero, pueden servir para restaurar los bosques de ribera andaluces,

que constituyen uno de los ecosistemas más agredidos en la región.

CONSERVACIÓN

16. El mantenimiento de la planta de vid silvestre in vitro, a baja temperatura (4°C) y oscuridad, permitió retrasar hasta 7 meses el intervalo entre dos subcultivos sucesivos. De este modo, se puede conservar in vitro y con garantías el material de vid silvestre.

17. Con el método usado en este trabajo para el trasplante de in vitro-ex vitro se lograron medias de supervivencia del 65 % con máximos frecuentes del 92 %.

18. Con la combinación de los métodos empleados en las distintas etapas del cultivo in vitro, se ha puesto a punto un procedimiento fácil y económico para la propagación y conservación de la vid silvestre.

SALINIDAD

19. Se deduce un nivel de tolerancia in vitro a NaCl, comprendido entre 5 y 7 gL-1, donde se encuentran importantes diferencias estadísticas respecto a la concentración de 3 gL-1. Sin embargo, existen, en el global del ensayo, poblaciones muy sensibles como J3, cuyas plantas no superan en absoluto el nivel de 7 gL-1 y con pérdidas muy considerables (50 %) al

nivel de 3 gL⁻¹ y, en consecuencia estarían dentro de las consideradas como no tolerantes.

20. Para el ensayo de tolerancia a NaCl en cámara de cultivo para plantas de las poblaciones J3 y HU3 de vid silvestre, se puede indicar que todos los parámetros estudiados indican una baja tolerancia de las mismas para concentraciones superiores a 3 gL⁻¹ de NaCl, ya que en dicho nivel salino, todos los parámetros medidos presentan descensos importantes en sus valores respecto a la situación de ausencia de sal en la solución de agua de riego.

CARACTERIZACIÓN DE LA VID SILVESTRE RESPECTO A LA TOLERANCIA A CONDICIONES DE ALTO CONTENIDO EN CALIZA ACTIVA (CaCO₃) EN EL SUSTRATO.

21. Los porcentajes medios de plantas vivas de las poblaciones de vid silvestre ensayadas, 68,2 y 62,8% en medio con niveles de CaCO₃ de 40 y 60% respectivamente, indican una buena supervivencia *in vitro* de la vid silvestre frente a la caliza activa del medio.

22. La adición de carbonatos a las concentraciones ensayadas *in vitro*, no influyen significativamente en la longitud, número brotes y número de yemas de las plantas de las poblaciones de vid silvestre ensayadas.

23. La emisión y la calidad del sistema radicular originado en cultivo *in vitro* bajo concentraciones crecientes de caliza,

también contribuyen, junto con las conclusiones anteriores, a concluir un cierto grado de tolerancia de la vid silvestre a la caliza del medio, al menos en condiciones controladas, estando los valores de caliza ensayados y soportados por las plantas muy por encima de los encontrados en la bibliografía para portainjertos de vid.

24. Se pone a punto, por primera vez, un sistema para estudiar y seleccionar in vitro plantas tolerantes a la caliza activa del ~~substrato~~.

LA VID SILVESTRE COMO RECURSO FITOGENÉTICO UTILIZABLE EN MEJORA VARIETAL.

25. La escasa incidencia de las plagas y enfermedades sobre la parte aérea de las parras, la elevada productividad de ciertos ejemplares tanto masculinos como femeninos, la elevada capacidad tintorera de sus mostos y su acidez son caracteres muy importantes de cara al empleo de este material vegetal para la mejora de viníferas en climas cálidos.
26. La tolerancia al encharcamiento, a elevadas concentraciones de caliza activa, así como la ausencia de problemas derivados de hongos de la podredumbre de raíz son caracteres de gran interés para la mejora de los portainjertos, máxime cuando en muchas zonas de la región existen parcelas con fertirrigación, tanto en uva de mesa como de vinificación.

27. El material vegetal recuperado puede servir también, una vez multiplicado en vivero, junto con otras especies, para la regeneración de las riberas de ríos y arroyos, ya que constituyen un patrimonio natural muy degradado en la región.

28. Finalmente, se hace necesario buscar una figura de protección adecuada para este recurso fitogenético amenazado, ya que el establecimiento de un modelo sostenible pasa por el mantenimiento de la diversidad genética de los parentales de las especies de cultivo, máxime en un país de tanta importancia vitícola como España.



REFERENCIAS

REFERENCIAS.

- AL SAIDI, I.H., SHAKIR, I.A. y HUSSEIN, A.J., 1988. Rooting of some grapevine cuttings as affected by salinity. *Annals of Agricultural Science*, Ain Shams University 33, 479-499.
- ALCARAZ, F. y varios, 1987. *La vegetación de España*. Colección Aula Abierta. Eds. M. Peinado y S. Rivas-Martínez. Univ. Alcalá de Henares.
- ALHAGDOW, M.M., BARTHAKUR, N.N. y DONNELLY, D.J., 1999. Salinity stress and sodium-potassium interactions in micropropagated potatoes. *Potato-res.* v. 42 (1) p. 73-78.
- AL-SHAHWAN, I.M., ABDALLA, O.A. y AL-SALEH, M.A., 1995. Response of greenhouse-grown cucumber cultivars to an isolate of zucchini yellow mosaic virus (ZYMV). *Plant-dis.* [St. Paul, Minn., American Phytopathological Society]. Sept 1995. v. 79 (9): 898-901.
- ALTIERI, M. A. 1994. *Biodiversity and pest management in agroecosystems*. Haworth Press, New York.
- ÁLVAREZ, J., 1825. *Nuevo diccionario de Agricultura, teórico-práctica y económica y de medicina doméstica y veterinaria del Abate Rozier*. Tomo decimotercero. Imprenta y Librería de D. Ignacio Boix. Madrid.
- ANZANI, R., FAILLA, O., SCIENZA, A. y DE MICHELI, L., 1993. Individuazione e conservazione del germoplasma di vite selvatica (*Vitis vinifera silvestris*) in Italia. *Vignevigne*, 6: 51-60.
- APARICIO, V., BELDA, J.E., CASADO, E., GARCÍA, M., GÓMEZ, V., LASTRES, J., MIRASOL, E., ROLDAN, E., SÁEZ, E., SÁNCHEZ, A. y TORRES, M., 1998. *Plagas y*

- enfermedades en cultivos hortícolas de la provincia de Almería: control racional*. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Sevilla: 356 pp.
- ARAÚJO, J. 1988. Panorâmica da viticultura alentejana. *I Simposio de Vitivinicultura*, Evora: 1-6.
- ARBABZADEH, F. and DUTT, G. 1987. Salt tolerance of grape rootstock under greenhouse conditions. *Am. J. Enol. Vitic.* 38: 95-99.
- ARIAS, A. y NIETO, J., 1981. Observaciones sobre la biología de la "araña amarilla" (*Tetranychus urticae* Koch) y correlación entre síntomas y pérdidas en una viña de "Tierra de Barros", Badajoz, durante 1980. Servicio de Defensa contra Plagas e Inspección Fitopatológica. *Comunicaciones*. Serie Estudios y Experiencias.
- ARIAS, A. y NIETO, J., 1991. La "araña amarilla común" en "Tierra de Barros". *Vitivinicultura*, 5: 38-41.
- ARIAS, A., 1992. Araña amarilla común, *Tetranychus urticae* Koch. En *Los parásitos de la vid. Estrategias de lucha*. M.A.P.A. y Ed. Mundi-Prensa: 113-120.
- ARNANZ, A. M., 2000. Las leguminosas del Cerro de la Cruz (Almedinilla, Córdoba). Presencia de *Vicia sativa* L. y *Vicia ervilia* (L.) Willd. en un contexto Ibérico. *Complutum*, 11, p. 139-243.
- ARNAUD, G. y ARNAUD, M., 1931. *Traité de pathologie végétale*. Tome I. Paul Lechevalier & Fils eds. París
- ASHRAF M., MCNEILY T. y BRADSHAW A.D., 1986. The response of selected salt-tolerant and normal lines of four grass species to NaCl in sand culture. *The New Phytology*. 104: 453-461.
- ASLAM M., HUFFAKER R.C. y RAIN, D.W., 1984. Early effects of salinity on nitrate assimilation in barley seedlings. *Plant*

Physiol. 76: 321-335.

- ASLAM, M.; BARRET-LENNARD y E.G. GREENWAY, H. 1988: Effects of external concentration of (K⁺⁺Na⁺) and K⁺/Na⁺ on the growth and ion relations of *Atriplex amnicola*. *J. Plant Physiol.*, 133: 228-234.
- AZCÁRATE, I., 1996. *Plagas agrícolas y forestales en España (Siglos XVIII y XIX)*. Serie Estudios, nº 131. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- BABAEVA, ZH.A. BUTENKO, R.G. y STROGONOV. B.P., 1968. Influence on salinization of the nutrient medium on the growth of isolated carrot tissue. *Soviet Plant Physiol.*, 15: 75-82.
- BAGGIOLINI, M., 1952. Les stades repères dans le développement annuel de la vigne et leur utilisation pratique. *Str. Fed. Essais Agric. (Laussane) Publ.* 12 (MC). 3 pp.
- BAILLOD, M. y VENTURI, I., 1980. Lutte biologique contre l'acarien rouge en viticulture. I. Répartition, distribution et méthode de contrôle des populations de prédateurs typhlodromes. *Revue suisse Vitic. Arboric. Hortic.*, 12(5): 231-238.
- BARLASS, M. and SKENE, K.G.M., 1981. Relative NaCl Tolerances of Grapevine Cultivars and Hybrids in vitro. *Z. Pflanzenphysiol.* Bd. 102. S. 147-161.
- BARTOLINI, G, MAZUELOS, C, y TRONCOSO A., 1991. Influence of Na₂SO₄ and NaCl salts on survival, growth and mineral composition of young olive plants in inert sand culture. *Advances in Horticultural Science*, 5: 73-76.
- BAVARESCO, L., 1992. Relationship between chlorosis occurrence and mineral composition of grapevine leaves and berries. *Commun-soil-sci-plant-anal.* Monticello, N.Y. : Marcel Dekker Inc. 1997. v. 28 (1/2) p. 13-21.

- BAVARESCO, L., FREGONI, H. and FRASCHINI, P., 1992. Investigations on some physiological parameters involved in chlorosis occurrence in grafted grapevine. *J. Plant. Nutr.* 15(10), 1791-1807.
- BAVARESCO, L., GIACHINO, E., COLLA, R., 1999. Iron chlorosis paradox in grapevine. *J-plant-nutr.* 22 (10) p. 1589-1597.
- BEAN, L.J., 1972. *Temalpakh (from the earth); Cahuilla Indian Knowledge and Usage of Plants*. Banning, CA: Malki Press, 1972.
- BELKHODJA, I., MORALES, F., SANZ, M. ABADÍA, A. and ABADÍA, J., 1998. Iron deficiency in peach trees: effects on leaf chlorophyll and nutrient concentrations in flowers and leaves. *Plant Soil* 203: 257-268.
- BENERJEE, N and DE LANGHE, E. (1985) A tissue culture technique for rapid clonal propagation and storage under minimal growth conditions of *Musa* (banana and plantain). *Plant Cell Rep.* 4: 351-354.
- BENSON, E.E.1994. "Cryopreservation". In: R.A. Dixon & A. Gonzales (Eds.) *Plant Cell Culture. A Practical Approach*, Oxford University Press, pag. 147-167.
- BERGEVIN, E. y ZANON, V., 1922. Danni alla vite in Cirenaica e Tripolitania dovuti ad un nuovo Omottero (*Chlorita lybica* sp. n.). *L'Agricoltura Coloniale*, Anno XVI. Firenze.
- BERGMANN, W., 1992. *Nutritional Disorder of Plants – Development, Visula and Analytical Diagnosis*. Gustav Fisher Verlag, Jena, Germany.
- BERLINGER, MJ. 1986. Host plant resistance to *Bemisia tabaci*. *Agric Ecosystems & Environ*, 17: 69-82.
- BERNSTEIN L. y HAYWARD H.E. 1958. Physiology of salt tolerance. *Annual Review of plant Physiology*, 9: 25-46.
- BERNSTEIN, L., 1963. Osmotic adjustment of plant to saline

- media. II. Dinamyc phase . *American Journal of Botany*, 50: 360-370.
- BESSION, J., 1982. Les acariens. *Vitis*, 55: 11-15.
- BLAZINA, I., KOROSEC-KORUZA, Z., RAVNIKAR, M., GOGALA, N., 1992. Regeneration and micropropagation of the grapevine (*Vitis vinifera* L.'Zelen') from shoot tip meristems. *Acta-Hortic.* Wageningen :International Society for Horticultural Science. Jan 1992. (300) p. 123-126.
- BOCK, 1546. *Von der krafft und würrkung der wild weinreben.*
- BONGI G, y LORETO F., 1989. Gas-exchange properties of salt-stressed olive (*Olea europea* L.) leaves. *Plant Physiol* 90: 1408-1416.
- BOUBALS, D., 1961. Etudes des causes de la résistance des Vitacées à l' oïdium de la Vigne – *Uncinula necator* (Schw.) Burr. – et de leur mode de transmission héréditaire. *Ann. Amerlitor. Plant.* 11: 401-500.
- BOURNIER, J.P., 1990. La lutte chimique contre *F. occidentalis*. *Phytoma* n° 422.
- BOUTELLOU, E., 1807. *Memoria sobre el cultivo de la vid en Sanlúcar de Barrameda y Xerez de la Frontera.* Madrid.
- BRENDEL, G. 1986 "The in vitro culture of grapevine for rapid propagation within breeding programs". *Wein-Wissenschaft.* 41: 264-270.
- BUTENKO, R.G., 1968. *Plant Tissue Culture and Plant Morphogenesis.* Israel programm for Scientific Translations. Jerusalén. 1-291.
- BUXÓ, R., 1992. Plants remains from Iron Age Ullastred, Giron (NE Spain). *Review of Palaeobotany and Palynology*, 73 (1992): 35-47.
- BUXÓ, R., 1996. Evidence for vines and ancient cultivation from an urban area, Lattes (Hérault), southern France. *Antiquity* 70

- (1996): 393-407.
- BUXÓ, R., 1997. *Arqueología de las plantas*. Ed. Crítica/Arqueología. Barcelona.
- CABELLO, T., CARRICONDO, I., JUSTICIA, L. y BELDA J.E., 1996. *Biología y control de las especies de mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Gen.) y *Bemisia tabaci* (West.) (HOM.; ALEYRODIDAE) en cultivos hortícolas en invernaderos*. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Sevilla: 96 pp.
- CACCAVALE, A. FABRI, A. e LAMBARDI, M. 1997. Cryopreservation of woody plants by axillary bud virification. A first approach with poplar. *Acta Horticulturae*, 457: 79-83.
- CANO, E.A., PEREZ-ALFOCEA, F., MORENO, V., CARO, M. y BOLARIN M.C. 1998 Evaluation of salt tolerance in cultivated and wild tomato species through in vitro shoot apex culture. *Plant-cell,-tissue-organ-cult*, v. 53, 1: 19-26.
- CANO, V.M.A., 1991. *Evaluación y caracterización in vitro e in vivo, de la tolerancia a la salinidad de *Lycopersicon spp.** Tesis Doctoral. Universidad de Murcia, pp.267.
- CANTOS, M., ALES, G., y TRONCOSO, A., 1995. Morphological and anatomical aspects of a cleft micrografting of grape explants in vitro. *Acta Horticulturae*, nº 388: 135-139.
- CANTOS, M., CUERVAS, J., ZARATE, R & TRONCOSO, A., 1998. Embryo rescue and development of *Juniperus oxycedrus* subsp. *oxycedrus* and *macrocarpa*. *Seed Science and Technology*, 26, 193- 198.
- CANTOS, M., LIÑÁN, J., PÉREZ-CAMACHO, F. TRONCOSO, A., 1993: Obtención de plantas selectas de vid, variedad Zalema, libres de la virosis "entrenudo corto". *Actas de Horticultura*. Vol. II, 705-709.
- CANTOS, M., TRONCOSO, J., LIÑÁN, J., RAPOPORT, H. and

- TRONCOSO, A., 2000. Obtaining salt (NaCl) tolerant olive plants: i) some physiological and anatomical characteristics of olive plants growing in harsh saline zones. *Acta Hortic.* (Proceedings of the "4th International Symposium on Olive Growing – OLIVE 2000". Bari, Italy, 25-30 September). In press.
- CANTOS, M., TRONCOSO, J., LIÑÁN, J., RAPOPORT, H. and TRONCOSO, A., 2002. Obtaining salt (NaCl) tolerant olive plants: i) some physiological and anatomical characteristics of olive plants growing in harsh saline zones. *Acta Horticulturae*, 586. 441-444.
- CANTOS.,M., ALES.,G., y TRONCOSO.,A., 1993. Morphological and anatomical aspects of a cleft micrografting of grape explants in vitro. *International Symposium of Viticulture and Enology: Rootstock, Varieties and New Enological Issues*. Córdoba.
- CARBONNEAU, A., 1976. Principes et methodes de mesure de la surface foliaire. Essai de caracterisation des types de feuilles dans le genre *Vitis*. *Ann. Amel. Plantes*, 26: 2 , 327–343.
- CARDOSO, A. y GOMEZ, M., 1986. Revisao dos Coccinelidos de Portugal. Universidade de Évora. Portugal
- CASTAGNOLI, M. y LIGUORI, M., 1985. Prime osservazioni sul comportamento di *Kampimodromus aberrans* (Oud.), *Typhlodromus exhilaratus* Ragusa e *Phytoseius plumifer* (Can. E Fanz.) (Acarina: Phytoseiidae) sulla vite in Toscana. *Redia*, 68: 323-337.
- CASTILLO, R., 1986. Erinosis, en *Los parásitos de la vid*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Ed. Mundi-Prensa. Pp. 134-139.
- CASTILLO, R., BELMONTE, J. y CORDERO, J., 1990. Algunas

- observaciones sobre la biología de la raza que ataca a las yemas del ácaro *Colomerus vitis* Pgst. en la zona de Jerez de la Frontera. *Grupo de Trabajo de los Problemas Fitosanitarios de la Vid*, XV Reunión (Valladolid): 77-82.
- CASTRILLO, M.C., 2000. *Doñana nombre a nombre. Estudio de la toponimia del Parque Nacional de Doñana*. Servicio de Publicaciones de la Diputación Provincial de Huelva. Huelva.
- CEBALLOS, L. y MARTÍN BOLAÑOS, M., 1930. *Estudio sobre la vegetación forestal de la provincia de Cádiz*. Instituto forestal de investigaciones y experiencias. Madrid.
- CEBALLOS, L. y VICIOSO, C., 1933. *Estudio sobre la vegetación y la flora forestal de la provincia de Málaga*. Instituto forestal de investigaciones y experiencias. Madrid.
- CEKUK, S., 1955. *Le progrès agricole et viticole*. Nº 3-4. 1955
- CHADWICK, J., 1956. *Documents in Mycenaean Greek*. 1ª ed. Ed. Oxford.
- CHAMORRO, J. G. (1991): Campaña de flotación en el Castillo de Doña Blanca (Pto. de Sta. María, Cádiz). Método, muestreo y resultados. *Arqueología medioambiental a través de los macrorrestos vegetales*. Madrid, p. 1-22.
- CHANCRIN, E., 1945. *Viticulture Moderne. Encyclopédie des connaissances Agricoles*. Librairie Hachette. París.
- CHANEY, R.L., BROWN, J.C. and TIFFIN, L.O., 1972. Obligatory reduction of ferric chelatewus in ironuptake by soybeans. *Plant Physiol.* 50: 208-213.
- CHANT, D.A. and McMURTRY, 1994. Areview of the subfamilies Phytoseiidae and Typhlodromidae (Acari: Phytoseiidae). *Internat. J. Acarol.*, 20: 223-310.
- CHANT, D.A. y YOSHIDA-SHAUL, E., 1989. Adult dorsal setal patterns in the family Phytoseiidae (Acari: Gamasida).

- Internat. J. Acarol.*, 15(4): 219-233.
- CHANT, D.A., 1985. External anatomy. En: *World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control. Vol. 1B*. Págs: 5-9. Ed. W. Helle & M.W. Sabelis. Elsevier. The Netherlands.
- CHAO-LUAN, L., YA-LING, C., YOUNG-HUA, H., JIAN, G., ZONGWEN, Z. and MING-DE, Z., 2000. Collecting wild *Vitis* in China. *Internacional Plant Genetic Resources*, 106.
- CHAPTAL, J.A. y CADET-DE-VAUX, 1803. *Arte de hacer el vino según el método del sabio C. Chaptal, ordenado por el ciudadano Cadet-de-Vaux y distribuido por el gobierno en toda la República francesa*. Traducido por Don Manuel Pedro Sánchez Salvador y Berrio, Pamplona, Viuda de Longás e hijo, 1803, XV+144 pp.
- CHAUVET, M. y REYNIER, A. , 1984. *Manual de Viticultura*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid.
- CHÉE R. and POOL R. (1982). The effects of growth substances and photoperiod on the development of shoot apices of *Vitis* cultured in vitro. *Scientia Horticulturae*, 16: 17-27.
- [CIAT] Centro Internacional de Agricultura Tropical, 1986. *Mosca blanca en el cultivo de yuca: Biología y control. Guía de estudio para ser usada como complemento de la Unidad Auditorial sobre el mismo tema*. Contenido Científico: Anthony C. Bellotti; Octavio Vargas. Cali, Colombia. CIAT 36 p.
- COLUMELA, J.M., 42. *De Re Rustica*.
- CORDERO, J., LARA, M. y FERNÁNDEZ, L., 1991. Estudio y puesta a punto de la lucha contra la raza del ácaro *Colomerus vitis- Eriophyes vitis*, que ataca a las yemas de la vid. *Red Andaluza de Experimentación Agraria*. Ed. Consejería de Agricultura y Pesca.

- CRAMER, G.R., LYNCH, J., LÄUCHLI, A. y EPSTEIN, E., 1987. Influx of Na⁺, K⁺ and Ca²⁺ into roots of salt-stressed cotton seedlings. Effects of supplemental Ca. *Plant Physiol*, 83: 510-516.
- DE HERRERA, A., 1513 (Reedición de 1645). *Agricultura General*. Imp. de Carlos Sánchez. Madrid.
- DE MIGUEL, R. y EL MARQUÉS DE MORANTE, 1897. *Nuevo diccionario latino-español etimológico*. 11ª edición. Saénz de Lubera, hermanos editores. Madrid.
- DE SALAZAR, 1624. *Historia de San Gregorio de Piñava, Obispo de Ostia*. Pamplona.
- DEBERGH D.C., Maene N., 1981. A scheme for commercial propagation of ornamental plants by tissue culture. *Sci. Hort.* 14:335-345.
- DELFINO, S., ALVINO, A., VILLANI, M.C. y LORETO, F., 1999. Restrictions to Carbon Dioxide Conductance and Photosynthesis in Spinach Leaves Recovering from Salt Stress. *Plant Physiol*. 119: 1101-1106.
- DELFINO, S., ALVINO, A., ZACCHINI, M., LORETO, F. 1998. Consequences of salt stress on conductance to CO₂ diffusion, Rubisco characteristics and anatomy of spinach leaves. *Aust. J. Plant. Physiol.* 25: 395-402
- DELL'ORTO, M., BRANCADORO, L., SCIENZA, A., ZOCCHI, G., 2000. Use of biochemical parameters to select grapevine genotypes resistant to iron-chlorosis. *J-plant-nutr.* v. 23 (11/12) p. 1767-1775.
- DELOIRE, A., CHARPENTIER, M., BERLIOZ, G., COLIN, A. GIMONN, G., 1995. "Micropropagation of the grapevine: results of 10 years of experiments in the champagne vineyard and results of the first vinifications". *Am-j-enol-vitic.* Davis, Calif. : American Society for Enology and Viticulture.

v. 46 (4) p. 571-578.

- DEREK, J.F., 2004. Transmissao de vírus por nematóides parasitos de plantas. En *RAPP*. Vol. 12 (2004): 201-242. Passo Fundo. Brasil.
- DEVESA, J.A., 1995. *Vegetación y flora de Extremadura*. Ed. Universitas, Badajoz. 773 pp.
- DEVITT, D., JARRELL, W.M. y STEVENS, K.L., 1981. Sodium-potassium ratios in soil solution and plant response under saline conditions. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 45: 80-86.
- DODDS, J.H. and ROBERTS, L.W. 1985. *Experiments in Plant Tissue Culture*". Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- DORION, N.; REGNARD, J.L.; SERPETTE, I. and BIGOT, C., 1994. "Effects of temperature and hypoxic atmosphere on preservation and further development of in vitro shoots of peach("Armking") and peach x almond hybrid ("GF 677")". *Scientia Horticulturae* 1994. 57: 201-213.
- DOWN, R.E., FORD, L., WOODHOUSE, S.E., RAEMAEEKERS, R.J.M., LEITCH, B., GATEHOUSE, J.A. & GATEHOUSE, A.M.R., 2000. Snowdrop lectin (GNA) has no acute toxic effects on a beneficial insect predator, the 2-spot ladybird (*Adalia bipunctata* L.). *Journal of Insect Physiology*, 46, 379 - 391.
- DOWNTON, W.J.S. y MILLHOUSE, J., 1983. Turgor maintenance during salt stress prevents loss of variable fluorescence in grapevine leaves. *Plant Science Letters* 31: 1-7.
- DOWNTON, W.J.S. y CROMPTON A.W., 1979. Budburst in Sultana grapevine as influenced by salinity and rootstocks. *Aust. J. Exp. Agric. Anim. Husb.* 19: 749-752.
- DOWNTON, W.J.S. y MILLHOUSE, J., 1985. Chlorophyll fluorescence and water relations of salt-stressed plants.

- Plant Science Letters*, 37: 205-212.
- DOWNTON, W.J.S., 1977. Photosynthesis in salt-stressed grapevines. *Aust. J. Plant. Physiol.* 4: 183-192.
- DOWNTON, W.J.S., 1985. Growth and mineral composition of the Sultana grapevine as influenced by salinity and rootstock. *Aust. J. Agric. Res.* 36: 425-434.
- DOWNTON, W.J.S. y LOVEYS, B.R., 1978 Abscisic acid content and osmotic relations of salt-stressed grapevine leaves. *Aust. J. Plant Physiol.* 8: 443-452.
- DUQUE, C. y YÁÑEZ, F., 2004. Origen y situación actual de las sinonimias de la vid. XXVI Jornadas de Viticultura y Enología "Tierra de Barros". Badajoz. Pp. 71- 97.
- ECHARRY, A., 1877. *La piral de la vid*. Gaceta Agrícola del Ministerio de Fomento, T-III, pág. 442.
- EL-KASSA, S.E., 1984. Effect on iron nutrition on the growth, yield, fruit quality, and leaf composition of seeds balady lime trees hrown on sandy calcareous soils. *J. of Plant Nutr.* 7: 301-311.
- ENGLERT, W.D. y HOLZ, B., 1984. *Weather, vine development, diseases, pest, beneficial arthropods and damage in the vineyard of German Federal Republic in the 1983 growing year* (Nov. 1982 to Oct. 1983). Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes.
- ENJALBERT, H., 1975. *Historie de la vigne et du vin. L'e avènement de la qualité*. Ed. Bordás. París. Pp. 11-22
- ENTERLINE, J.R., 2002. *Erikson, Eskimos & Columbus: Medieval European Knowledge of America*. Baltimore & London: The Johns Hopkins University Press, 2002. 342 pp.
- FAHY G.M., MACFARLANE, D.R. ANGELL, C.A. & MERYMAN, H.T. 1984 "Vitrification as an approach to cryopreservation", *Cryobiol.*, 21:407-426.

- FAO 1973,
- FAO, SICS, ISRIC, 1999. Base Referencial Mundial del Recurso Suelo. *Informes sobre recursos mundiales de suelo*, nº 84. Ed. Fao. Roma.
- FAURE, O., DIEMER, F., MOJA, S. y JULLIEN, F., 1998. Mannitol and thidiazuron improve in vitro shoot regeneration from spearmint and peppermint leaf disks. *Plant-cell,-tissue-organ-cult.* 52 (3): 209-212.
- FERRAGUT, F. y SANTONJA, M.C., 1989. Taxonomía y distribución de los ácaros del género *Tetranychus* Dufour 1832 (Acari: Tetranychidae) en España. *Bol. San. Veg. Plagas*, 15: 271-281.
- FERRERAS, C. y AROZENA, M.E., 1987. *Los bosques. En Guía Física de España*. Alianza Editorial. Madrid.
- FLOWERS, T.J., LACHN, D.R., FLOWERS, S.A. y YEO, A.R., 1985. Some effects of sodium chloride on cells of rice cultured in vitro. *Plant Science*, 39: 205-221.
- FRANÇOIS, L.E. y CLARK, R.A., 1979. Accumulation of sodium and chloride in leaves of sprinkler irrigated grapes. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104: 11-13.
- FUJIWARA, K., KOZAI, T. y WATANABE, I., 1987. Fundamental studies on environments in plant tissue culture vessel. (3) Measurements of carbon dioxide gas concentration in closed vessels containing cultures plantlets and estimates of net photosynthesis rates of the plantlets. *J. Agr. Met.* 48: 49-56.
- FUNDACIÓN AVERROES, 2003. Cuaderno didáctico *El pan, aceite y vino*. Disponible en:[http://www. Averroes.cec.junta-andalucia.es](http://www.Averroes.cec.junta-andalucia.es).
- GALE, H., KOHL, H.C. y HAGAN, R.H., 1967. Changes in the water balance and photosynthesis of onion bean and cotton

- plants under saline conditions. *Physiologia Plantarum*, 20: 408-420.
- GALET, P., 1982. *Les maladies et les parasites de la vigne. Tomo II. Les parasites animaux*. Montpellier.
- GARCÍA, J., 1990. *Mitología y refranero del vino*. Ed. Singulares. Sabadell.
- GARCIA, M. E., and CHARBAJI, T., 1989. Influence de la teneur en chlorure de sodium du milieu sur la composition minerale de la vigne. *Agrochimica*, 33 (6): 412-423.
- GARCIA, M. E., and CHARBAJI, T., 1993. Effect of sodium chloride salinity on cation equilibria in grapevine. *J. of Plant Nutr.* 16: 2225-2237.
- GARCÍA, M. y DE CUENCA, L.A., 1979. *Eurípides, Tragedias III*. Ed. Gredos. Madrid.
- GARCIA, M.E., FALLOT, J., CHARBAJI, T. y RONSON, J.P., 1993. Action du chlorure de sodium sur la composition des baies de vigne cultivées en hors-sol. *Vitis*, 32 (4): 215-255.
- GARCÍA-MARÍ, F., COSTA, J. y FERRAGUT, F., 1989. *Plagas agrícolas I: Insectos exopterygotos y ácaros*. Servicio de Publicaciones. Universidad Politécnica de Valencia. 313 págs.
- GARCÍA-MARÍ, F., FERRAGUT, F., MARZAL, C., LABORDA, R., COSTA-COMELLES, J., COSCOLLA, R. y SÁNCHEZ, J., 1987. Contribución al conocimiento de los ácaros fitoseidos y tetraníquidos en los viñedos valencianos. *Inv. Agrar.: Prod.Prot.veg.*, 2(1):89-95.
- GARCÍA-MARÍ, F., LLORENS, J.M., COSTA-COMELLES, J. y FERRAGUT, F., 1991. *Ácaros de las plantas cultivadas y su control biológico*. Pisa Ediciones. Alicante. 175 págs.
- GARDNER, M.W. y HEWITT, W.B., 1974. *Pierce's disease of the Grapevine: The Anaheim Disease and the California Vine*

- Disease. Departments of Plant Pathology, University of California, Berkeley and Davis, 225 pp.
- GAY-BELLILE, F., 1977. L'acarose "bronzeé" de la vigne dans les Charentes. *Progrès Agric. Vitic.*, 2: 54-56.
- GIMMLER, H. y MOLLER, J.C. 1981. Salinity dependent regulation of starch and glycerol metabolism in *Dunaliella parva*. *Plant. Cell. Environ.*, 4: 367-375.
- GRAELLS, M., 1879. Prontuario filoxérico dedicado a los viticultores españoles y delegados oficiales. Establecimiento tipográfico de Segundo Martínez. Madrid.
- GRATTAN, S.R. and GRIEVE, C.M., 1992. Mineral element acquisition and growth response of plants grown in saline environments. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 38: 275-300.
- GREENWAY, H. y MUNNS, R., 1980. Mechanisms of salt tolerance in non halophytes. *Annual Review Plant Physiology*, 31: 149-190.
- GREANAN, S., 1992. Micropropagation of grapevine (*Vitis vinifera* L.): Biotechnol-Agric-For. Berlin, W. Ger. : Springer-Verlag.. (18). *High-Tech and Micropropagation II*, 371-398.
- GRIBAUDO, I., FRONDA, A., 1990. "Effects of thidiazuron on grapevine axillary buds cultivated in vitro". *HortScience*. Alexandria, Va. : The American Society for Horticultural Science. Aug v. 26 (8) p. 1083. Grout, 1990;
- GRIEVE C.M. y MÁSS E.V. 1988. Differential effects of sodio on sorghum genotypes. *Crop Sci*, 28: 659-665
- GUERRIER, G. 1989. Interet, principes et problemes poses lors de l'obtention des plantes adaptées au NaCl. *Rev. Cyt. Veg. Bot.*, 12: 3-15.
- HAFIZUR-RAHMAN, M., KRISHNARAJ, S. Y THORPE, T.A., 1995. Selection for salt tolerance in vitro using microspore-derived

- embryos of *Brassica napus* cv. topas, and the characterization of putative tolerant plants. *In-vitro-cell-dev-biol,-Plant*, v 31, 2: 116-121.
- HARRIS, R.E. and STEVENSON, J.H. 1982; "In vitro propagation of *Vitis*". *Vitis* 21 22-32.
- HERBERT, H.J., 1959. Note on feeding ranges of six species of predaceous mites (Acarina: Phytoseiidae) in the laboratory. *Canad. Entomol.*, 91:812.
- HEWITT, W.B., GOHEEN, I.C., RASKI, J.D. y GODDING, G.V., 1962. Studies of virus diseases of the grape in California. *Vitis* 3: 57-83.
- HIDALGO, L., 1993. *Tratado de viticultura*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 983 pp.
- HIPÓCRATES, s. IV a.C. *Aforismos*. Ed. Alta Fulla. Madrid.
- HJELMQVIST, H., 1955. Die älteste Geschichte der Kulturpflanzen in Schweden. *Opera Botanica* 1:3.
- HOPF, M., 1961. Die Pflanzenfunde aus Lerna. *Zürcher*, 31, pp. 239-247.
- ÍBERO, C., 1998-99. Setos, linderos y sotos de ribera. *Pulso Agrario*, invierno. Servicio Agrario y Medioambiental. Banco Central Hispano.
- IPGRI (INTERNATIONAL PLANT GENETIC RESOURCES INSTITUTE), UPOV (UNION FOR THE PROTECTION OF NEW VARIETIES OF PLANTS) & OIV (OFFICE INTERNATIONAL DE LA VIGNE ET DU VIN), 1997. *Descriptores para la Vid (Vitis spp.)*. IPGRI (Roma).
- JACKSON, M.L., 1962. *Soil chemical analysis*. Constable and Co. Ltd. London. 498 pp.
- JONES, M. y REED, J., 2000. Agricultural evidence from charred seeds and fruits. The Guadajoz Project. Andalucía in the first millennium BC. Vol. 1. Torreparedones and its

- hinterland (CUNLIFFE, B. y FERNÁNDEZ CASTRO, M.C. Eds.). *Archaeol. Monogr.* 47, Oxford, p. 403-407.
- JUSTE, C. POUGET, R. and BRUZAU, F., 1967. Influence du pH et de l'anion bicarbonique sur l'absorption du fer par les racines de vigne. *C.R. Acad. Sci* 264: 2781-2784.
- KARBAN, R., ENGLISH-LOEB, G., WALKER, A. y THALER, J., 1995. Abundance of phytoseiid mites on *Vitis* species: effects of leaf hairs, domatia, prey abundance and plant phylogeny. *Experimental & Applied Acarology*, 19: 189-197.
- KEIFER, H., BAKER, E., KONO, T., DELFINADO, M., y STYER, W., 1982. *An Illustrated Guide to Plant Abnormalities Caused by Eriophyd Mites in North America*. US. Dep. Agric. Handb. 573, 178 Pp.
- KENT, L.M. y LÄUCHLI, A., 1985. Germination and seedling growth of cotton: Salinity-calcium interactions. *Plant Cell and Environment*, 8: 155-159.
- KHRAIS, T., LECLERC, Y. y DONNELLY, D.J., 1998. Relative salinity tolerance of potato cultivars assessed by in vitro screening. *Am J Potato Res*, v 75, 5: 207-210.
- KIRDMANEE, C., CHA-UM, S. y WANUSSAKUL, R., 1998. Morphological and physiological comparisons of plantlets in vitro: responses to salinity. *Acta-hortic*, 457: 181-186.
- KISHORE, D.K., PANDEY, R.M. y SINGH, R., 1985. Effect of salt on growth characteristics of Perlette grapevines. *Prog. Hort.* 17: 289-297.
- KLOBUS, G., WARD, M.R. y HUFFAKER, R.C. 1988. Characteristics of injury and recovery of net NO₃- transport of barley seedlings from treatments of NaCl. *Plant Physiol*, 87: 878-882.
- KNOP, W. 1884. Bereitung einer konzentrierten Nährstoffösung für Pflanzen. *Landw Versuchs-Stat*, 30:292-294.

- KOLESCH, H., HOFNER, W. and SCHALLER, K., 1987. Effect of bicarbonate and phosphate on iron chlorosis of graped vines with special regard to the susceptibility of two rootstock. Prt. II: pot experiments. *J. Plant. Nutr.* 10 (2): 231-249.
- KOZAI, T., KUBOTA, CH. y JEONG, R., 1997. Environmental control for the large-scale production of plants through in vitro techniques. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 51: 49-56.
- KRIEDEMANN, P.E., LOVELYS, B.R. y DOWTON, W.J.S., 1975. Internal control of stomatal physiology and photosynthesis. II. Photosynthetic responses to phaseic acid. *Aust. J. Plant. Physiol.* 2: 553-567.
- KUO, Y.J., SMITH, M.A.L. y SPOMER, L.A., 1994. Merging callus level and whole plant micro-culture to select salt-tolerant 'Seaside' creeping bentgrass. *J-plant-nutr*, v 17, 4: 549-560.
- LACASA, A. y LLORENTS, J.M., 1996. *Trips y su control biológico (I)*. PISA Ediciones. Alicante.
- LAGUNA, A., 1570. *Pedacio Dioscórides Anazarbeo, a cerca de la materia medicinal y de los venenos mortíferos*. Salamanca.
- LANDSBERG, E.C., 1981. Organic acyd synthesis and release of hydrogen ions in response of Fe deficiency stress of mono- and dicotyledonous plant species. *J. Plant. Nutr.* 3: 579-591.
- LARA, M. y OCETE, R., 1993. Erinosis, una constante de las poblaciones españolas de *Vitis vinifera silvestris* (Gmelin) Hegi. *Viticultura/Enología Profesional*, 29: 11-16.
- LARGE, E.D., 1940. *The Advances of the Fungi*. Henry Holt y Co., New York, 488 pp.
- LARREA, A., 1978. *Vides americanas portainjertos*. Ed. Ministerio de Agricultura. Madrid. 195 pp.
- LEMONS, E.E.P. y BAKER, D.A., 1998. Shoot regeneration in

- response to carbon source on internodal explants of *Annona muricata* L. *Plant-growth-regul.* 25 (2): 105-112.
- LESSANI, H. 1969. *Recherches sur le comportement physiologique de la luzerne en presence de NaCl. Etude de quelques aspects de la nutrition minérale et dy métabolisme respiratoire.* Tesis Doctoral. Paris. pp 152.
- LEVA, A.R., PETRUCCELLI, R. y BARTOLINI, G., 1994. Mannitol "in vitro" culture of *Olea europaea* L. (cv. Maurino). *Acta-hortic. Wageningen* : International Society for Horticultural Science. 356: 43-46.
- LEVADOUX, L., 1956. Les populations sauvages et cultivées de *Vitis vinifera* L. *Ann. Amelior. Plantes*, 1: 59-118.
- LIUA, P. y BAOB, W., 1998. Cell types in the wild type callus of rice (*Oryza sativa* L.) as revealed by screening for salt tolerant lines with selection pressure. *Plant Sci*, v 131, 2: 195-202.
- LOGOTHETIS, B., 1970. The development of the vine and of viticulture in Greece based on archeological findings in the area (in Greek with English summary). *Epistemoniki Epetiris tis Geoponikis kai Dasologikis Sholis, University ok Thessaloniki* 13, 167-249.
- LOGOTHETIS, B., 1974. The contribution of the vine and the wine to the civilization of Greece and Eastern Mediterranean (in Greek with French summary). *Epistemoniki Epetiris tis Geoponikis kai Dasologikis Sholis, University ok Thessaloniki*, 17, 5-286.
- LOMAS, F.J., 1854. *Novena de María Santísima de la Merced.* Jerez de la Frontera.
- LÓPEZ MARTÍNEZ, M.A, OCETE, R. y PÉREZ IZQUIERDO, M.A., 2001. El impacto antrópico sobre las poblaciones de vid silvestre: características sanitarias - agronómicas y aprovechamiento de este recurso. En: *Douro – Estudos &*

- Documentos*, vol. VI (11, 2001(1º), 213-223.
- LÓPEZ, M. A., 1997. Incidencia de *Kaloterme flavicollis* (Fabr.) (Isoptera, Kalotermitidae) en el Marco del Jerez/ Ensayos de técnicas blandas de control sobre plagas del viñedo. Tesis Doctoral. Univ. Sevilla. 477 Pp.
- LYNCH, J. y LÄUCHLI, A., 1985. Salt stress disturbs the calcium nutrition of barley (*Hordeum vulgare* L.). *New Phytol*, 99: 345-354.
- MADEIRA, J., PADILHA, A., MALDONADO, F. y MURTEIRA, C., 1988. Pragas e doenças mais frequentes nas vinhas do Alentejo. *1º Simposio de Vitivinicultura de Alentejo*: 99-110.
- MANGAFA, M. & KOTSAKIS, K., 1996. A new method for the identification of wild and cultivated charred grape seeds. *Journal of Archaeological Science* 23, 409-418.
- MARÍN, F. y MONTSERRAT, V., 1987. Los neurópteros del encinar ibérico (Insecta, Neuropteroidea). *Bol. San. Veg. Plagas*, 13: 347-359.
- MARSCHNER, H., 1986. *Mineral nutrition of Higher Plants*. Academic Press, London, 674 pp.
- MARSCHNER, H., 1995. *Mineral Nutrition of Higher Plants 2nd*. Ed. Academic Press Ins., San Diego USA.
- MASS, E.V. y GRIEVE, C.M., 1987. Sodium-induced calcium deficiency in salt-stressed corn. *Plant Cell Environ.* 10: 559-564.
- MASS, E.V. y HOFFMAN, G.J., 1977. Crop salt tolerance: current assessment. *Journal of the Irrigation and Drainage Division*. ASCE. Vol 103. NºIR2. Proc. Paper 12993. 115-134.
- MATHON, C., 1981. *L'origine des plantes cultivées*. *Phytogéographie appliquée*. Ed. Masson. París. Pp. 109-124.
- MATSUMOTO, T., SAKAI, A. and YAMADA, K. 1995

"Cryopreservation of in vitro grown apical meristem of lily by vitrification". *Plant Cell Tiss. Org. Cult.* 41:237-241.

Mc GOVERN, P., FLEMING, S.J. and KATZ, S.H., 1995. The origin and ancient history of wine. Amsterdam, Gordon and Breach Publishers.

Mc GOVERN, P.E., 2003. *Ancient Wine: The Search for the origins of Viniculture*. Princeton University.

→ Mc GOVERN, P.E., 2004. Wine and Eurasian grape: Archaeological and chemical perspectives on their origins. *Actas do III simpósio da associação internacional de história e civilização da vinha e do vinho*. Funchal, Madeira. Págs. 291-307.

Mc GOVERN, P.E., HARTUNG, U., BADLER, V.R., GLUSKER, D.L. and EXNER, L.J., 1997. The beginnings of winemaking and viticulture in the ancient Near East and Egypt. *Expeditions* 39: 3-21.

MEAD, G. R., 1972. *The ethnobotany of the California Indians : a compendium of the plants, their users, and their uses*. Greeley : Museum of Anthropology, University of Northern Colorado.

MELCHERS, G., 1972. Haploid higher plants for plant breeding. *Z. Pflanzenzüchtg*, 67: 19-32.

MENGEL, K., 1994. Iron availability in plant tissues – iron chlorosis en calcareous soil. *Plant and Soil* 165: 275-283.

MENGEL, K. BREININGER., M.T.H. and BÜBL, W.. 1984. Bicarbonate, the most important factor inducing iron chlorosis in vines grapes on calcareous soil. *Plant and Soil* 81:333-344.

MENGEL, K. and BÜBL, W., 1993. Distribution of iron in vine leaves with HCO₃⁻ induced chlorosis. *Z. Pflanzenernaehr. Bodenk.* 146:560-571.

- MILLARDET, P.M.A., 1885. Traitement du Mildiou et du Rot. J. Agric. Prat. 2: 513-516 en: *The Discovery of Bordeaux Mixture*. F.J. Schaneiderhan, trans. Phytopathol. Classic 3 (1933). American Phytopathological Society, St. Paul, MN. 25 pp.
- MINISTERIO DE AGRICULTURA, PESCA Y ALIMENTACIÓN, 1986. *Métodos Oficiales de Análisis*. Vol. III. Madrid.
- MORABITO, D., MILLS, D., PRAT, D. y DIZENGREMEL, P., 1994. Response of clones of *Eucalyptus microtheca* to NaCl in vitro. *Tree-physiol*, v 14, 2: 201-210.
- MORAES, G.J. DE, McMURTRY, J.A. and DENMARK, H.A., 1986. *A catalog of the mite family Phytoseiidae. References to Taxonomy, Synonymy, Distribution and Habitat*. EMBRAPA, Brasilia: 353 pp.
- MOREL G.M. and MARTIN C., 1952. *Guérison de dahlias atteints d'une maladie a virus*. C.R. Acad. Sci. (Paris) 235 :1324-1325.
- MORENO, D.A., PULGAR, G., VÍLLORA, G. and ROMERO, L., 1998. Nutritional diagnosis of fig tree leaves. *Journal of Plant Nutrition* 21: 2579-2588.
- MUNIYAPPA, V., 1980. *Whiteflies*. In: KF Harris & K Maramorosh (eds.) *Vectors of plant pathogens*. Academic Press, New York. pp 39-85.
- MUNNS, R. y WEIR, R., 1981. Contribution of sugars to osmotic adjustment in elongating and expanding zones of wheat leaves during moderate water deficit at two light levels. *Aust. Jour. Plant Physiol.* 8: 93-105.
- MUNNS, R., 1993. Physiological processes limiting plant growth in saline soil: some dogmas and hypothesis. *Plant, Cell and Environment*, 16: 15-24.
- MUÑOZ, J., 1880. *Vade-mecun filoxérico*. Establecimiento

- tipográfico de Pedro José Gelavert. Palma de Mallorca.
- MURASHIGE T. y SKOOG F., 1962. A revised medium for rapid growth and bio-assays with tobacco tissue cultures. *Physiol Plant*, 15: 473-497.
- MURPHEY, E., 1990. Indian uses of native plants. Glenwood, IL : Meyerbooks.
- NARESH, J.S., NENE, Y.L., 1980. Host range, host preference for oviposition and development and the dispersal of *Bemisia tabaci* (Gennadius), a vector of several plant viruses. *Indian J Agric Sci* 50 (8):620-623.
- NEGRUL, A.M., 1938. Evolution of cultivated forms of grapes. *Comptes Rendus (Doklady), Académie Sciences USSR* 18 (8): 585-588.
- NICKLE, W.R., 1991. *Manual of Agricultural Nematology*. Marcel Decker, Inc. New York.
- NIJVELDT, W., 1969. *Gall Midges of Economic Importance*, Vol. VIII: 79. Centrum voor Landbouwpublikaffes en Landbouwdocumentaffes. Wageningen.
- NÚMEROS, cáp. 13: 17-24.
- OCETE, R. y PÉREZ, M.A., 1995. Prospección del estado sanitario de algunas poblaciones de vid silvestre en Navarra. *Navarra Agraria*, 91: 18-21.
- OCETE, R., 1987. Estudios biológicos sobre *Pectinophora gossypiella* Saunders (Lepidoptera: Gelechiidae) en Andalucía Occidental. Tesis Doctoral. Universidad de Sevilla.
- OCETE, R., LÓPEZ, A., OCETE, M.E. y PÉREZ, A., 2001. La figura de San Gregorio Ostiense en el control de plagas del viñedo. *Douro- estudos & documentos*, VI (11-1º), 135-146.
- OCETE, R., LÓPEZ, A., QUARTAU, J. y PÉREZ, A., 1999. La problemática actual de los Mosquitos Verdes (Homoptera,

- Cicadellidae) en diversas zonas vitícolas españolas. *Viticultura/Enología profesional* Nº 63: 16 – 20.
- OCETE, R., LÓPEZ, M.A., PÉREZ, M.A., ARNOLD, C. y FERRAGUT, F., 2000. Prospección de los artrópodos fitófagos, auxiliares y enfermedades en poblaciones europeas de vid silvestre, *Vitis vinifera* L. subesp. *sylvestris* Gmelin (Hegi). *Bol. San. Veg. Plagas*, 26 (2): 173-186.
- OCETE, R., OCETE, M.E., DEL TÍO, R., LÓPEZ, M.A. y PÉREZ, M.A., 1997. Informe sobre las poblaciones españolas de vid silvestre: Una llamada de atención sobre un recurso fitogenético amenazado. *II Congreso Internacional de Universidades por el Desarrollo Sostenible y Medio Ambiente*. Granada, 11- 14 de diciembre. Pp. 81-86
- OCETE, R., OCETE, M.E., LÓPEZ, M.A., PÉREZ, M.A., GALLARDO, A. y LARA, M., 2003. Cambios registrados en las especies-plaga de coleópteros del viñedo español durante el siglo XX. En *Actas del III Simpósio da Associação Internacional de História e Civilização da Vinha e do Vinho*. Funchal (Madeira).
- OCETE, R., OCETE, M.E., PÉREZ, M.A. y LARA, M., 1992. Erinosis en poblaciones de vid silvestre. Resumos das comunicacoes do IV Congreso Ibérico de Entomología. *Bolm. Soc. Port. Ent.*, 139:211.
- OCETE, R., SKUHRAVÁ, M., 1996. Presencia de *Arthrocnodax vitis* RübSaamen (Diptera, Cecidomyiidae) en erineos de poblaciones de vid silvestre de la Región Subbética. *Bol. San. Veg. Plagas*, 22 (2): 465-468.
- OCHATT, S.J., MARCONI, P.L., RADICE, S., ARNOZIS, P.A. y CASO, O.H., 1998/1999. In vitro recurrent selection of potato: production and characterization of salt tolerant cell lines and plants. *Plant-cell, -tissue-organ-cult*, v. 55, 1: 1-8.

- OIV, 1983. *Código 462 de los caracteres descriptivos de las variedades y especies de Vitis*. Ed. A. Dendon. París.
- OLKOWSKI, W., DAAR, S. y OLKOWSKI, H., 1991. *Commonsense pest control*. The Tauton Press. Newtown, USA.
- OLMO, H.P., 1995. The origin and domestication of the *Vinifera* grape. In: *The origins and ancient history of wine*. P.E. McGovern, S.J. Fleming and S.H. Katz (Ed.), Amsterdam, Gordon and Breach Science Publishers: 31-43.
- ORDIALES-PLAZA, R., 2000. *Midebmp, Version 4.2*. Estación Experimental de Zonas Áridas, Almería, Spain.
- ORTU, S., 1986. *Planococcus citri* (Risso) control in Sardinia. *Integrated pest control in citrus-groves*. Commission of the European Communities. P.411-416.
- OVIDIO, P., s. I. *Fastos*. Ed. Gredos. 1988. Madrid
- PAPADOPOULUS, I. y RENDIG, V.V., 1983. Tomato plant response to soil salinity. *Agronomy Journal*, 75: 696-700.
- PARRIS, G.K., 1968. *A Chronology of Plant Pathology*. Johnson and Sons, Starkville, MS, 167 pp.
- PEARSON, R.C. y GOHEEN, A.C., 1996. *Plagas y enfermedades de la vid*. The American Phytopathological Society. Ed. Mundi-Prensa. 91 pp.
- PEDERSEN, B. & MILLS, N., 2004. Single vs. multiple introduction in biological control: the roles of parasitoid efficiency, antagonism and niche overlap. *Journal of Applied Ecology* 41 (5), 973-984.
- PÉREZ DE OBANOS, J., 1991. Plagas en viñedos: acariosis y erinosis. *Rev. Navarra agraria*, nº-. Rev. ITGC. Pamplona.
- PÉREZ DE OBANOS, J., 1992. Oídio, en *Los parásitos de la vid*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Ed. Mundi-Prensa. Pp. 169-173.
- PÉREZ MARÍN, J. L., 1987. Recrudescimiento de los ataques de

- acarosis en los viñedos riojanos. *Agricultura*, 663: 726-727.
- PÉREZ MORENO, I., 1997. *Bioecología de los ácaros*. MAPA. Madrid. 125 pp.
- PÉREZ, M.A., 1994. *Estudios sobre la actividad antialimentaria de extractos de Daphne gnidium L. y Anagyris foetida sobre artrópodos, para su posible aplicación en control integrado de plagas*. Tesis Doctoral. Universidad de Sevilla, 396 pp.
- PESTANA, M., DE VARENNES, A., FARIA, E.A., 2003. Diagnosis and correction of iron chlorosis in fruit trees: a review. *Food, Agriculture and Environment*. 1 (1); 46-51.
- PIAGNANI, C. y ZOCCHI, G., 1997. Physiological responses of grapevine callus cultures to iron deficiency. *J-plant-nutr.* v. 20 (11) p. 1539-1549.
- PLANES, S. y CARRERO, J.M., 1995. *Plagas del campo*. Editorial Mundi-Prensa. Madrid.
- POUGET, R., 1990. *Historie de la lutte contre le phylloxera de la vigne en France*. INRA. París. 158 pp.
- PRIOR, L.D., GRIEVE, A.M., SLAVICH, P.G. y CULLIS, B.R., 1992. Sodium chloride and soil texture interactions in irrigated field grown Sultana grapevines. II. Plant mineral content, growth and physiology. *Aust. J. Agric. Res.* 43: 1067-1083.
- QUARTAU, J. A., FANÇONY, A.I., 1989. *Jacobiasca lybica* (Bergevin y Zanon, 1922) (Homoptera: Cicadellidae, Typhlocybinae) a new leafhopper infesting vineyards in southern Portugal. *Boletim da Sociedade Portuguesa de Entomologia*, 114 (IV-12): 129-136.
- QUER, J., 1784. *Continuación de la Flora Española ó Historia de las plantas de España*. Joaquín Ibarra. Impresor de Cámara de S.M. Madrid.
- RABOTTI, G. and ZOCCHI, G., 1994. Plasma membrane-bound

- H⁺-ATP ase and reductase activities in Fe-deficient cucumber roots. *Physiol. Plant.* 90:779-785.
- RAMÍREZ DÁVILA, J., 2004. Modelización y generación de mapas de la distribución espacial de los estadios preimaginales del mosquito verde, *Jacobiasca lybica* (Bergenin & Zanon) (Homoptera: Cicadellidae) en viñedo y su aplicación en la agricultura de precisión. Tesis Doctoral. Sevilla.
- RASHID, A., COUVILLO, G.A. and JOONES, P., 1990. Assessment of Fe status of peach rootstocks by techniques used to distinguish chlorotic and non-chlorotic leaves. *Jurnal of Plant Nutrition* 13: 285-307.
- RATHAY, E., 1889. *Die Geschlechtsverhältnisse der Reben und ihre Bedeutung für den Weinbau.* Wien.
- RAUSING, G., 1990. *Vitis* pips in Neolithic Sweden. *Antiquity* 64 (1990): 117-122.
- RAVAZ, L., 1888. L'erinose de la vigne. *Progr. Agri. et Vit.*, 10: 482-489.
- RAVINDRA, M.B. and THOMAS, P., 1995. Sachet Technique - An Efficient Method for the Acclimatization of Micropropagated Grapes (*Vitis-Vinifera* L). *Current science.* Vol 68, Iss 5, pp 546-548.
- RENFREW, J.M., 1973. *Paleoethnobotany. The prehistoric food plants of the Near East and Europe,* Columbia University Press, Nueva York.
- RIBÉREAU-GAYON, J. y PEYNAUD, E., 1982. *Ciencias y técnicas de la viña.* Tomo II. Cultura, patología, defensa sanitaria de la viña. Ed. Hemisferio Sur. Buenos Aires: 269-284.
- RICHARDS., J., 1954. *Diagnosis and improvement of saline and alkaline soils.* USDA Handbook. 60, 160 pp.
- RIPOLLÉS, J.L., 1990. Las cochinillas de los agrios. *III Simposium Nacional de Plaguicidas.* Sevilla.

- RIQUELME, C., GUINAZU, M.E. and TIZIO, R., 1991. Preconditioning and acclimatization, in greenhouse conditions, of micropropagated plantlets of strawberry, mint, potato, and grapevine *Phyton*. Buenos Aires : Fundacion Romulo Raggio. v. 52 (1) p. 73 -82
- RIVAS-GODAY, S., 1964. *Vegetación y flórua de la cuenca extremeña del Guadiana*. (Vegetación y flórua de la provincia de Badajoz). Publ. Excelentísima Diputación Prov. Badajoz, Madrid, 777 pp.
- RIVERA, D. y WALKER, M.J., 1989. A review of paleobotanical findings of early *Vitis* in the Mediterranean and on the origin of cultivated grape-vines, with special reference to new pointers to prehistoric exploitation in the Western Mediterranean. *Rev. of Paleobotany*, 6: 205-237.
- ROBERTSON, J.L., & PREISLER, H.K., 1992. *Pesticide Bioassays with Arthropods*. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA. p. 127.
- RODRÍGUEZ PÉREZ, M., 1992. *Altica*. En *Los Parásitos de la Vid. Estrategias de Protección Razonada*. MAPA-Ediciones Mundi-Prensa. España. Pp. 79-81.
- RODRIGUEZ-ARIZA, M.O., RUIZ, V., BUXÓ, R y ROS, M.T., 1996. Paleobotany of a bronze Age community, Castellón Alto (Galera, Granada, Spain). *Actes du colloque de Périgueux 1995, Supplément à la Revue d'Archéométrie*, pág 191-196.
- ROMERO-ARANDA, R., MOYA, J.L., TADEO, F.R., LEGAZ, F., PRIMO-MILLO, E. y TALON, M., 1998. Physiological and anatomical disturbances induced by chloride salts in sensitive and tolerant citrus: beneficial and detrimental effects of cations. *Plant-cell-environ.* 21 (12): 1243-1253.
- RÖMHELD, V., 1986. Effect of bicarbonate and low soil temperature on uptake translocation of iron and on the incidence of

- chlorosis pp 211-217 In: *Bodenbewirtschaftung, Bodenfruchtbarkeit, Bodenachutz. Kongreßband 1985*, Darmstadt, VDLUFA, Germany.
- ROMHELD, V., 2000. The chlorosis paradox: Fe inactivation as a secondary event in chlorotic leaves of grapevine. *J-plant-nutr.* v. 23 (11/12) p. 1629-1643.
- ROUBELAKIS-ANGELAKIS, K.A. y ZIVANOVITC, S.B., 1991. A new culture medium for in vitro rhizogenesis of grapevine (*Vitis* spp.) genotypes. *HortScience*. Alexandria, Va. : The American Society for Horticultural Science. Dec. v. 26 (12) p. 1551-1553.
- ROVIRA BUENDÍA, N., 2000. Semillas y frutos arqueológicos del yacimiento calcolítico de Las Pilas (Mojácar, Almería). *Complutum*, 11, p. 191-208.
- RUÍZ CASTRO, A. 1965. *Plagas y enfermedades de la vid*. INIA. Madrid.
- RUÍZ CASTRO, A. y MENDIZÁBAL, M., 1939. La roya colorada producida por *Empoasca lybica* De Bergevin (Hem. Hom.) en los parrales de Almería. *Bol. Pat. Veg. Ent. Agraria*, (7).
- RUIZ CASTRO, A., 1935. *Los enemigos de la parra. El "pulgón" o "coquillo" (Haltica ampelophaga Guer.)*. Estación de Fitopatología Agrícola de Andalucía Oriental. Instituto de Agronómicas. Almería.
- RUIZ, J.A., 1989. Aproximación a la estructura económico-social de Pancorbo durante el antiguo régimen. Estudio de las Ordenanzas Municipales de la Villa de Pancorbo. Año 1599. *López de Gámiz*, 15, 13-42.
- SABELIS, M.W., 1981. Biological control of two-spotted spider mites using Phytoseiid predators. Part 1. Modelling the predator-prey interaction at the individual level. *Agricultural Research Reports*, 910. Centre for Agricultural Publishing

- and Documentation, Wageningen, The Netherlands.
- SÁNCHEZ, D. y DE LA FUENTE, V., 1986. *Las riberas de agua dulce*. Unidades temáticas ambientales. Dir. Gral. Medio Ambiente, MOPU, Madrid.
- SANTOS, M.S.N., OLIVEIRA, J.M, BROWN D.J.F. y LEMOS, R.M., 1997. *An introduction to virus vector nematodes and their associated viruses*. Instituto do Ambiente e Vida. Coimbra. Portugal.
- SANZ, M., MONTAÑÉS, L., 1995. Flower analysis as a new approach to diagnosis the nutritional status of peach tree. *Journal of Plant Nutrition* 18: 1667-1675.
- SANZ, M., MONTAÑÉS, L., 1997. Diagnóstico visula de la clorosis férrica. *Información técnica Económica Agraria* 93: 7-22.
- SAZO RODRÍGUEZ, L., AGURTO, L., CONTADOR, F., MONDACA, C., 2003. Nuevas especies de Acaros fitófagos asociados a la vid vinífera en Chile. <http://www.gie.uchile.cl/pdf/Luis%20Sazo/acaros.pdf> [consulta: 13 Dic 2004]
- SCHMID, R.E., 2004. Scientists trace ancient signs of fire's use. *The Associated Press*. Updated: 2:11 p.m. ET April 29, 2004 WASHINGTON
- SCHUMANN, F., 1971. Berichte über die Verwendung der *Wildrebe Vitis vinifera* L. Var. *silvestris* Gmelin. *Die Wein-Wissenschaft*, 26:212-218.
- SCOWCROFT, W.R. y LARKIN, P.J., 1982. Somaclonal variation: a new option for plant improvement. In: *Plant improvement and somatic cell genetics* (Vasil I.K. Scowcroft W.R. nd Fry K.J. ed.) Academic Press. New York.
- SERRET, M.D., TRILLAS, M.I., MATAS, J. y ARAUS, J.L., 1997. The effect of different closure types, light, and sucrose concentrations on carbon isotope composition and growth of

- Gardenia jasminoides plantlets during micropropagation and subsequent acclimation ex vitro". *Plant-cell, tissue organ cult.* v. 47 (3) p. 217-230.
- SHANNON, M.C., 1979. In quest of rapid screening techniques for plant salt tolerance. *Hort Science.* 14: 587-589.
- SHARPLEY, A.N., MEISINGER, J.J., POWER, J.F. y SUÁREZ, D.L., 1992. Root extraction of nutrients associated with long-term soil management. In: B. Steward (Editor). *Advances in Soil Science*, Springer, New York.
- SIDDIQI, M.R., 1974. *Xiphinema index*. C.I.H. Descriptions of plant parasitic nematodes. Set. 3, nº 45. Commonwealth Institute of Helminthology. William Clowes & Sons. Ltd.London.
- SINGH, R.P, KURZ, J., BOITEAU, G., MOORE, L.M., 1997. Potato leafroll virus detection by RT-PCR in field-collected aphids. *Am-potato-j. Orono, Me.* : Potato Association of America. Sept/Oct v. 74 (5): 305-313.
- SKENE, K.G.M. and BARLASS, M., 1988. Response to NaCl of Grapevine regenerated from Multiple Shoot Cultures Exhibiting Mild Salt Tolerance In Vitro. *Am. J. Enol. Vitic*, v. 39, 2: 125-128.
- SKOOG F. and MILLER C.O. 1957. Chemical regulation of growth and organ formation in plant tissues cultured in vitro. *Symp. Soc. Exp.Biol.* 11:118-130.
- SMITH, H. & JONES, G., 1990. Experiments on the effects of charring on cultivated grape seeds. *Journal of Archeological Science*, 17: 317-327.
- SOCIETY OF CROP GENETIC RESOURCES, 1989. *Crop genetic resources in China*. Chinese Association of Agricultural Science Societies, Peking, 879-885
- STELLWAAG, E.A., 1928. Die Weinbauinsekten del kulturlander. Berlin.

- STENSETH, C., 1979. Effect of temperature and humidity on the development of *Phytoseiulus persimilis* and its ability to regulate populations of *Tetranychus urticae* (Acarina: Phytoseiidae, Tetranychidae). *Entomophaga* 24: 311-317.
- STRIKE, S., S., 1936. *Ethnobotany of the California Indians*, Vol. 2: Aboriginal Uses of California's Indigenous plants. Koeltz Scientific Books, USA
- STROGONOV, B.P., 1962. Physiological basics of salt tolerance of plants. *Israel Program Sci. Transl.* Jerusalén. pp. 279.
- STUMMER, A., 1911. Zur urgeschichte der Rede und des Weinbaues. *Mitteilungen der Anthropologischen Gesellschaft in Wien*, 41: 283-296.
- SUMARYATI, S., NEGRUTIU, I. y JACOBS, M. 1992. Characterization and regeneration of salt- and water-stress mutants from protoplast culture of *Nicotiana plumbaginifolia* (Viviani). *Theor. Appl. Genet.* v. 83, 5: 613-619.
- SUTTER E.G. y LANGHANS R.W. 1979. Epicuticular wax formation carnation plantlets regeneration from shoot tip culture. *J. Amer. Soc. Hort. Sc.*, 104: 493-496
- TAGLIAVINI M., ABADÍA, J., ROMBOLA, A.D., ABADIA, A., TSIPOURIDIS, C. and MARANGONI, B., 2000. Agronomic means for the control of iron chlorosis in deciduous fruit trees. *Journal of Plant Nutrition* 23:2007-2022.
- TAGLIAVINI, M., 2001. Iron deficiency and chlorosis in orchard and vineyard ecosystems. *Eur-J-agron.* v. 15 (2) p. 71-92.
- TAL, M., 1985. Genetics of salt tolerance in higher plants: theoretical and practical considerations. *Plant Soil*, 89: 199-226.
- TERMAAT, A., PASSIOURA, J.B. y MUNNS, R., 1985. Shoot turgor does not limit growth of NaCl affected wheat and barley. *Plant Physiology*, 77: 869-872.

- TERPO, A., 1969. A *Vitis silvestris* Magyar Középhegységi termőhelyi Viszonyainak vizsgálata. *Bot. Közlem* 56 (1): 27-35.
- THACKER, J.R.M., 2002. *An introduction to Arthropod Pest Control*. Cambridge University Press. 343 págs.
- TOLEDO, J. 1992. Mosquitos verdes. En Los Parásitos de la Vid. Estrategias de Protección Razonada. MAPA-Ediciones Mundi-Prensa. España. Pp. 67-70.
- TOLEDO, J. y ALBUJER, E., 1985. Araña roja en parral. Biología y medios de lucha. *XII Jornadas de Productos Fitosanitarios*. S.A. Sarriá. Barcelona.
- TORRANCE, L., 1998. Developments in serological methods to detect and identify plant viruses. *Plant-cell,-tissue-organ-cult*. Dordrecht, The Netherlands : Kluwer Academic Publishers. 1998. v. 52 (1/2) p. 27-32.
- TOWILI, L.E. 1990. Cryopreservation of isolated mint shoot tips by vitrification. *Plant Cell Rep.*, 9: 178-180.
- TOWILL, L.E. and JARRET, R.L., 1992. Cryopreservation of sweet potato (*Ipomea batatas* (L.) shoot tips by vitrification. *Plant Cell Rep.*, 11: 175-178.
- TREMBLAY, E., 1985. *Gli afidi e le colture agrarie*. REDA.
- TRONCOSO A., MATTE C., CANTOS M. y LAVEE S., 1999. Evaluation of salt tolerance in vitro-grown grapevine rootstock varieties. *Vitis*, v. 38, 2: 55-60.
- TRONCOSO A., VILLEGAS A., MAZUELOS C., CANTOS M. 1990. Growth and mineral composition of grape-vine rootstock cultured "in vitro" with different levels of ammonium nitrate. *Plant Nutrition, physiology and applications*. Kluwer Academic Publishers. The Netherlands.
- TRONCOSO, J., LIÑÁN, J., CANTOS, M., GARCÍA, J.L. y TRONCOSO, A., 2004. In vitro selection of salt-tolerant

- olive clones. 5 th. *International Symposium on Olive Growing*. Izmir (Turquía). 27 Septiembre- 2 Octubre.
- TRONCOSO, J., LIÑÁN, J., CANTOS, M., GARCÍA-LIÑÁN, M. y TRONCOSO, A., 2003. Influencia de la salinidad del medio en la germinación y el desarrollo del embrión de olivo in vitro. *V Reunión Nacional de la Sociedad Española de Cultivo in vitro de Tejidos Vegetales*. Pamplona. 29 junio a 2 julio.
- UNIVERSITY OF CALIFORNIA, 1982. *Grape pest management*. Agricultural Sciences Publications. Division of Agricultural Sciences. University of California. Publication nº4105. Berkeley.
- URIEN DE VERA, E. y DIEGO-MADRAZO, C., 1891. *Las enfermedades de la vid*. Imp. de Fco. Núñez Izquierdo. Salamanca.
- VALLE, F. y CANO, E., 1991. Dinámica de la vegetación en la Sierra de Andújar. *Actas de las I Jornadas Medioambientales del Parque Natural "Sierra de Andújar"*. Ed. Diputación Provincial de Jaén.
- VAN DRIESCHE, R.G. & BELLOWS, T.S., 1996. *Biological Control*. Chapman & Hall, New York, NY.
- VARGAS, R. y UBILLO, A., 2001. Toxicidad de pesticidas sobre enemigos naturales de plagas agrícolas. *Agric. Téc.* [online]. Enero 2001, vol. 61, nº1, [citado 8 de febrero de 2005], pág. 35-41. Disponible en la Web :http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S03652807200100010004&script=sci_arttext&tlng=es
- VARVERI, C., CANDRESSE, T., RAVELONANDRO, M., MACQUAIRE, G., DUNEZ, J., 1989. Use of in vitro transcribed RNAs for plum pox virus detection in a dot slot hybridization assay. *Acta-hortic. Wageningen* : International

- Society for Horticultural Science. Apr 1989. (235) p. 319-324.
- VAVILOV, N.I., 1926. *Studies on the origin of the cultivated plants*. Leningrad.
- VÁZQUEZ, F.M, PERAL, D. y RAMOS, S., 2001. *Historia de la vegetación y los bosques de la Baja Extremadura. Aproximaciones a su conocimiento*. Consejería de Agricultura y Medio Ambiente. Junta de Extremadura.
- VENKATRAJU, K. and MARSCHNER, H., 1981. Inhibition of iron-stress reactions in sunflowers by bicarbonate. *Z. Pflanzenernaehr. Bodenk.* 144:339-355.
- VIARD, E., 1892. *Tratado general de la vid y los vinos*. Tomo I. Imprenta de H.I de J. Pastor. Valladolid. Pág. 19
- VILLARONGA, P., MARQUES, J., CASANOVAS, S. y FERRAGUT, F., 1991. Les acariens phytophages et prédateurs dans les vignobles de l'Alt Empordá (Girona-Espagne). *Progrès Agric. Vitic.*, 23: 519-523.
- VILLEGAS, A., MAZUELOS, C., CANTOS, M. y TRONCOSO, A. 1992. Influencia del N sobre el desarrollo in vitro del portainjerto de vid 161-49. *Suelo y Planta* 2: 529-539.
- VOUILLAMOZ, J., GRANDO, S., ERGUL, A., SABIT, Y., TEVZADZE, G., MEREDITH, C. y MC GOVERN, P., 2004. Is Transcaucasia the cradle of Viticulture? DNA might provide an answer. *Actas do III simpósio da associação internacional de história e civilização da vinha e do vinho*. Funchal, Madeira. Págs. 277-291.
- WALKER, R.R., TOROKFALVY, E., SCOTT N.S. y KRIEDEMANN, J., 1981. An analysis of photosynthetic response to salt treatment in *Vitis vinifera*. *Aust. J. Plant. Physiol.*, 8: 359-374.
- WALKER, R.R., 1994. Réaction de la vigne à la salinité.

- Mémoire/report. *Bull OIV (Off. Int. Vigne Vin)*: 635-661.
- WALLINGA, I., VAN DER LEE, J.J., HOUBA, V.J.G., VAN VARK, W., and NOVOZAMSKY, I., 1995. *Plant Analysis Manual*. Kluwer. Dordrech. Netherlands.
- WANG, R.Y., GERGERICH, R.C., KIM, K.S., 1992. Noncirculative transmission of plant viruses by leaf-feeding beetles. *Phytopathology*. St. Paul, Minn. : American Phytopathological Society. Sept 1992. v. 82 (9): 946-950.
- WARD, M.R., ASLAM, M. Y HUFFAKER, R.C., 1986. Enhancement of nitrate uptake and growth of barley seedlings by calcium under saline conditions. *Plant Physiol*, 80: 520-524.
- WALKLEY, A. and BLACK, I.A., 1934. An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter and a proposed modification of the chromic acid tritration method. *Soil. Sci.* 37, 29-38.
- WEBER, M., 1991. Acariens: les "bons" et les "méchants". *Vitis*, 160: 31-35.
- WHITE, P.R., 1943. *A handbook of tissue culture*. The Jacques Castell Press, Lancaster, Pennsylvania.
- WYN JONES, R.J., 1981. Salt Tolerance. In: *Environmental factor limiting plant productivity* (Johson ed.) C.B. London.
- ZACCHINI M. y MORINI S., 1998. Stomatal functioning in relation to leaf age in-vitro-grown plum shoots. *Plant Cell Reports*, 18: 292-296.
- ZACCHINI M., MORINI y VITAGLIANO, C., 1997. Effects of photoperiod on some stomatal characteristics of in vitro cultured fruit trees shoots. *Plan Cell, Tissue and Organ Culture* 49: 195-200.
- ZAID, A. y HUGHES, H., 1995. In vitro acclimatization of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) plantlets: a quantitative comparison

- of epicuticular leaf wax as a function of polyethylene glycol treatment. *Plant-cell-rep.* 15 (1/2): 111-114.
- ZENK, M.H., 1974. Haploids in physiological and biochemical research. In: Haploids in Higher Plants: Advances and Potential (K.J. Kasha, ed.) pp. 339-354: Univ. Guelph Press. Guelph.
- ZHANG, Y. y DONNELLY, D.J., 1997. In vitro bioassays for salinity tolerance screening of potato. *Potato-res.* v. 40, 3: 285-295.
- ZIMMERMANN, J., 1958. Die Bedeutung der wildrebe (*Vitis silvestris* Gmel.) in Jugoslavien für Forschung und Weinbau. *Wein-Wiss*, 8: 79-87.
- ZIV M., SCHAWART A. and FLEMINGER, D., 1987. Hardening aspects of micropropagated carnation plants having malfunctioning stomata. *Symposium Florizel* 87. Arlon-Belgium.
- ZOCCHI, G. and COCUSSI, S., 1990. De uptake mechanism in Fe-efficient cucumber roots. *Plant Physiol.* 92:908-911.

Referente a la legislación sobre la vid silvestre como especie protegida en varios países europeos.

En Francia, la vid silvestre aparece como especie amenazada en la Ordenanza del 31 de Agosto de 1995, modificando la del 20 de Enero de 1982, relativa a la lista de especies protegidas en todo el territorio francés.

Arrêté du 31 août 1995,

portant modifications de l'arrêté du 20 janvier 1982 relatif à la liste des espèces végétales protégées sur l'ensemble du territoire

NOR : ENVN9540287A

Art. 6. — Dans la liste figurant à l'annexe I de l'arrêté du 20 janvier 1982 susvisé, les espèces suivantes sont ajoutées :

Nombre científico	Nombre común
<i>Aconitum corsicum</i> Gayer	Aconit de Corse
<i>Androsace alpina</i> (L.) Lam.	Androsace des Alpes
<i>Androsace chamaejasme</i> Wulfen	Androsace petit-jasmin
<i>Androsace cylindrica</i> DC.	Androsace cylindrique
<i>Androsace helvetica</i> (L.) All.	Androsace de Suisse
<i>Androsace pubescens</i> DC.	Androsace pubescente
<i>Androsace pyrenaica</i> Lam.	Androsace des Pyrénées
<i>Androsace vandellii</i> (Turra) Chiov.	Androsa ce Vandelli
<i>Apium repens</i> (Jacq.) Lag.	Ache rampante

<i>Aquilegia bertolonii</i> Schott	Ancolie de Bertoloni
<i>Artemisia insipida</i> Vill.	Armoise insipide
<i>Atriplex longipes</i> Drejer	Arroche à long pédoncule
<i>Biscutella neustriaca</i> Bonnet	Lunetière de Neustrie
<i>Centranthus trinervis</i> (Viv.) Beguinot	Centranthe à trois nervures
<i>Cistus pouzolzii</i> Delile	Ciste de Pouzolz
<i>Draba incana</i> L.	Drave blanchâtre
<i>Euphorbia graminifolia</i> Vill.	Euphorbe à feuilles de graminées
<i>Gentiana ligustica</i> R. de Vilm. & Chopinet	Gentiane ligure
<i>Herniaria latifolia</i> Lapeyr. ssp. <i>litardierei</i> Gamis	Herniaire de Litardière
<i>Inula helenioides</i> DC.	Inule fausse-aunée
<i>Kosteletzkya pentacarpos</i> (L.) Ledeb.	Hibiscus à cinq fruits
<i>Leucanthemum crassifolium</i> (Lange) Willk.	Marguerite à feuilles épaisses
<i>Limonium minutum</i> L. s.l.	Statice nain du groupe <i>minutum</i>
<i>Linaria flava</i> (Poiret) Desf.	Linaire jaunâtre
<i>Lindernia procumbens</i> (Krocker) Philcox	Lindernie couchée
<i>Lithodora prostrata</i> (Loisel.) Griseb.	Grémil à rameaux étalés
<i>Littorella uniflora</i> (L.) Ascherson	Littorelle à une fleur
<i>Naufraga balearica</i> Constance & Cannon	Naufraga des Baléares
<i>Physospermum cornubiense</i> (L.) DC.	Physospermum de Cornouailles
<i>Potentilla delphinensis</i> Gren. & Godron	Potentille du Dauphiné
<i>Primula allionii</i> Loisel.	Primevère d'Allioni
<i>Primula auricula</i> L.	Oreille d'ours
<i>Primula halleri</i> J.F. Gmelin	Primevère de Haller
<i>Primula marginata</i> Curtis	Primevère marginée
<i>Primula pedemontana</i> Gaudin	Primevère du Piémont
<i>Pyrola rotundifolia</i> L. ssp. <i>maritima</i> (Kenyon) E.F.	Pyrole des dunes

<i>Panunculus fontanus</i> C. Presl	Renoncule des fontaines
<i>Salix breviserrata</i> B. Flod.	Saule à feuilles de myrte
<i>Scorzonera parviflora</i> Jacq.	Scorzonère à petites fleurs
<i>Silene coeli-rosa</i> (L.) Godron	Silène d'un rose céleste
<i>Sisymbrium supinum</i> L.	Sisymbre couché
<i>Trifolium saxatile</i> All.	Trèfle des rochers
<i>Utricularia ochroleuca</i> R. Hartman	Utriculaire d'un vert jaunâtre
<i>Viola cryana</i> Gillot	Violette de Cry
<i>Vitis vinifera</i> L. ssp. <i>silvestris</i> (C.C. Gmelin) Hegi	Lambrusque, vigne sauvage

Art. 9. — Le directeur de la nature et des paysages, le directeur général de la santé et le directeur général de l'alimentation sont chargés, chacun en ce qui le concerne, de l'exécution du présent arrêté, qui sera publié au Journal officiel de la République française.

Fait à Paris, le 31 août 1995.

Le ministre de l'agriculture

Pour le ministre et par délégation :

Le directeur de la qualité,

G. JOLIVET Le ministre de l'environnement,

Pour le ministre et par délégation :

Le directeur de la protection de la nature,

J. SERVAT

Le ministre de la santé,

Pour le ministre et par délégation :

Le directeur de la pharmacie et du médicament,

En **Alemania**, la vid silvestre se encuentra como especie amenazada en todo el país desde 1988. El nivel de amenaza es medio. Las causas por las cuales la vid silvestre se considera amenazada en Alemania son principalmente la limpieza de los cauces de los ríos y arroyos y la plantación de especies no autóctonas. En la actualidad se considera en franca regresión, y sólo aparece en varias provincias como Hessen, con una protección específica desde 1996 y donde se considera en peligro de extinción. Lo mismo ocurre en Baden-Württemberg desde 1999. Rheinland-Pfalz fue la primera provincia alemana donde la vid silvestre se declaró como especie amenazada en 1986 (www.floraweb.de/datenservice/gefaerdung.xsql).

En lo que se refiere a **Hungría**, la orden tiene fecha del 31 de marzo de 1993. El siguiente cuadro presenta la lista de especies protegidas en dicho país, donde se encuentra la vid silvestre.

Nombre común	Nombre Científico
Adriai varjúháj	<i>Sedum acre</i> subsp. <i>neglectum</i>
Agárkosbor	<i>Orchis morio</i>
Aldrovanda	<i>Aldrovanda vesiculosa</i>
Apró füzény	<i>Lythrum tribracteatum</i>
Apró nőszirm	<i>Iris pumila</i>
Apró szádor	<i>Orobanche nana</i>
Aranyos baraboly	<i>Chaerophyllum aureum</i>
Arlevelű len	<i>Linum tenuifolium</i>
Arnika	<i>Arnica montana</i>
Arnyéki sás	<i>Carex umbrosa</i>
Arokvirág	<i>Samolus valerandi</i>
Avarvirág	<i>Goodyera repens</i>
Babérboroszlán	<i>Daphne laureola</i>
Babérfűz	<i>Salix pentandra</i>

Bagolyfű	<i>Glaux maritima</i>
Bajuszvirág	<i>Epipogium aphyllum</i>
Bakszarvú lepkeszeg	<i>Trigonella gladiata</i>
Balatoni galaj	<i>Galium austriacum</i>
Balkáni csillagvirág	<i>Prospero paratheticum</i>
Balti szegfű	<i>Dianthus arenarius</i> subsp. <i>borussicus</i>
Bánsági sás	<i>Carex buekii</i>
Baranyai peremisz	<i>Inula spiraeifolia</i>
Báránypirosító	<i>Alkanna tinctoria</i>
Barázdás csűdfű	<i>Astragalus sulcatus</i>
Bársonyos görvélyfű	<i>Scrophularia scopolii</i>
Bársonyos kakukkszegfű	<i>Lychnis coronaria</i>
Békakonty	<i>Listera ovata</i>
Békaliliom	<i>Hottonia palustris</i>
Bérci ribiszke	<i>Ribes petraeum</i>
Berki boglárka	<i>Ranunculus nemorosus</i>
Berki lizinka	<i>Lysimachia nemorum</i>
Bíboros kosbor	<i>Orchis purpurea</i>
Bieberstein-gyújtóványfű	<i>Linaria biebersteinii</i>
Bodzalevelű macskagyökér	<i>Valeriana officinalis</i> subsp. <i>sambucifolia</i>
Bodzaszagú ujjaskosbor	<i>Dactylorhiza sambucina</i>
Bókoló gyömbérgyökér	<i>Geum rivale</i>
Bókoló keltike	<i>Corydalis intermedia</i>
Bokros koronafürt	<i>Hippocrepis emerus</i>
Borbás-kerep	<i>Lotus borbasii</i>
Borbás-nőszőfű	<i>Epipactis atrorubens</i> subsp. <i>borbasii</i>
Borostás sás	<i>Carex strigosa</i>
Borostyánszádor	<i>Orobanche hederæ</i>
Borsóképű lednek	<i>Lathyrus pisiformis</i>
Borzas len	<i>Linum hirsutum</i>
Borzas szulák	<i>Convolvulus cantabrica</i>
Borzas vértő	<i>Onosma visianii</i>
Bozontos árvalányhaj	<i>Stipa dasyphylla</i>
Bozontos csukóka	<i>Scutellaria columnae</i>
Budai imola	<i>Centaurea sadleriana</i>
Budai nyúlfarkfű	<i>Sesleria sadleriana</i>
Bugás sás	<i>Carex paniculata</i>
Bugás veronika	<i>Pseudolysimachion spurium</i> subsp. <i>foliosum</i>
Buglyos boglárka	<i>Ranunculus polyphyllus</i>
Buglyos szegfű	<i>Dianthus superbus</i>
Bunkós hagyma	<i>Allium sphaerocephalon</i>
Buxbaum-sás	<i>Carex buxbaumii</i>
Bükk berkenye	<i>Sorbus x buekkensis</i>
Csajkavirág	<i>Oxytropis pilosa</i>
Cseh tyúktaréj	<i>Gagea bohémica</i>

Csengettyűvirág	<i>Adenophora liliifolia</i>
Cseplesz látonya	<i>Elatine hexandra</i>
Csepplen	<i>Radiola linoides</i>
Csermelyaggófű	<i>Tephrosieris crispa</i>
Csermelyciprus	<i>Myricaria germanica</i>
Csigásmagvú látonya	<i>Elatine hydropiper</i>
Csillagos nárcisz	<i>Narcissus poeticus</i> subsp. <i>radiiflorus</i>
Csillagőszirózsa	<i>Aster amellus</i>
Csilláros sárma	<i>Ornithogalum refractum</i>
Csinos árvalányhaj	<i>Stipa pulcherrima</i>
Csinos tárncicska	<i>Gentianella amarella</i>
Csipkéslevelű palástfű	<i>Alchemilla crinita</i>
Csőrös boglárka	<i>Ranunculus psilostachys</i>
Csőrös nőszőfű	<i>Epipactis leptochila</i>
Csülleng	<i>Isatis tinctoria</i>
Dalmát csenkesz	<i>Festuca dalmatica</i>
Debreceni torma	<i>Armoracia macrocarpa</i>
Déli berkenye	<i>Sorbus graeca</i>
Délvidéki árvalányhaj	<i>Stipa eriocaulis</i>
Deres szádor	<i>Orobanche caesia</i>
Deres varjúháj	<i>Sedum hispanicum</i>
Dombi ibolya	<i>Viola collina</i>
Dudamag	<i>Physospermum cornubiense</i>
Dunai berkenye (Magyar berkenye)	<i>Sorbus danubialis</i>
Dunai szegfű	<i>Dianthus collinus</i>
Dunántúli berkenye	<i>Sorbus pannonica</i>
Duna-vidéki berkenye	<i>Sorbus subdanubialis</i>
Egypelyvás csetkása	<i>Eleocharis uniglumis</i>
Egyvirágú here	<i>Trifolium ornithopodioides</i>
Elbai nőszőfű	<i>Epipactis albensis</i>
Enyves aszat	<i>Cirsium erisithales</i>
Epergyöngyike	<i>Muscari botryoides</i>
Éplevelű macskagyökér	<i>Valeriana simplicifolia</i>
Erdei békaszem	<i>Omphalodes scorpioides</i>
Erdei borkóró	<i>Thalictrum aquilegiifolium</i>
Erdei ciklámen	<i>Cyclamen purpurascens</i>
Erdei gólyaorr	<i>Geranium sylvaticum</i>
Erdei holdviola	<i>Lunaria rediviva</i>
Erdei szellőrózsa	<i>Anemone sylvestris</i>
Erdei ujjaskosbor	<i>Dactylorhiza fuchsii</i>
Erdei varfű	<i>Knautia maxima</i>
Erdei varjúkőröm	<i>Phyteuma spicatum</i>
Erdélyi csillagvirág	<i>Scilla kladnii</i>
Erdélyi lednek	<i>Lathyrus transsylvanicus</i>
Erdélyi nyúlfarkfű	<i>Sesleria heuffleriana</i>
Erdélyi útifű	<i>Plantago schwarzenbergiana</i>
Érdes csűdfű	<i>Astragalus asper</i>

Ernyőskörtike	<i>Chimaphila umbellata</i>
Északi sás	<i>Carex hartmannii</i>
Ezüstaszott	<i>Paronychia cephalotes</i>
Ezüstös útifű	<i>Plantago argentea</i>
Fali kövirózsa	<i>Sempervivum tectorum</i>
Fanyarka	<i>Amelanchier ovalis</i>
Farkasbogyó	<i>Scopolia carniolica</i>
Farkasboroszlán	<i>Daphne mezereum</i>
Farkasölő sisakvirág	<i>Aconitum vulparia</i>
Fecsketárnics	<i>Gentiana asclepiadea</i>
Fehér acsalapu	<i>Petasites albus</i>
Fehér madársisak	<i>Cephalanthera damasonium</i>
Fehér sáfrány	<i>Crocus albiflorus</i>
Fehér sás	<i>Carex alba</i>
Fehér tündérrózsa	<i>Nymphaea alba</i>
Fehér zanót	<i>Chamaecytisus albus</i>
Fehér zászpa	<i>Veratrum album</i>
Fehéres csüdfű	<i>Astragalus vesicarius</i>
Fehérmájvirág	<i>Parnassia palustris</i>
Fekete galagonya	<i>Crataegus nigra</i>
Fekete kökörcsin	<i>Pulsatilla pratensis subsp. nigricans</i>
Fekete lonc	<i>Lonicera nigra</i>
Fekete madárbirs	<i>Cotoneaster niger</i>
Fekete ribiszke	<i>Ribes nigrum</i>
Fenyérgamandor	<i>Teucrium scorodonia</i>
Fényes poloskamag	<i>Corispermum nitidum</i>
Fénylő zsoltina	<i>Serratula lycopifolia</i>
Fertő-tavi mézpzázsit	<i>Puccinellia festuciformis subsp. intermedia</i>
Fiókás tyúktaréj	<i>Gagea spathacea</i>
Fogaslevelű bükköny	<i>Vicia narbonensis</i>
Foltos ujjaskosbor	<i>Dactylorhiza maculata</i>
Fonals békaszőlő	<i>Potamogeton filiformis</i>
Forrásfű	<i>Montia fontana</i>
Földbentermő here	<i>Trifolium subterraneum</i>
Füles fűz	<i>Salix aurita</i>
Füles kosbor	<i>Orchis mascula</i>
Fürtös gyűrűvirág	<i>Carpesium abrotanoides</i>
Fürtös homokliliom	<i>Anthericum liliago</i>
Fürtös kötörőfű	<i>Saxifraga paniculata</i>
Fűzlevelű gyöngyvessző	<i>Spiraea salicifolia</i>
Gázló	<i>Hydrocotyle vulgaris</i>
Gérbics	<i>Limodorum abortivum</i>
Gombos varjúköröm	<i>Phyteuma orbiculare</i>
Gömbös kövirózsa	<i>Jovibarba globifera subsp. globifera</i>
Gömbtermésű sárma	<i>Ornithogalum sphaerocarpum</i>
Gyapjasmagvú sás	<i>Carex lasiocarpa</i>
Gyepes nefelejcs	<i>Myosotis laxa subsp. caespitosa</i>

Gyepes sás	<i>Carex caespitosa</i>
Gyérvirágú csetkáká	<i>Eleocharis quinqueflora</i>
Gyíkpohár	<i>Blackstonia acuminata</i>
Gyilkos csomorika	<i>Cicuta virosa</i>
Gyöngyvirágkörtike	<i>Orthilia secunda</i>
Hagymaszagú tarsóka	<i>Thlaspi alliaceum</i>
Halvány ujjaskosbor	<i>Dactylorhiza ochroleuca</i>
Harangcsillag	<i>Asyneuma canescens</i>
Harangláb	<i>Aquilegia vulgaris</i>
Hármaslevelű fogasír	<i>Cardamine waldsteinii</i>
Hármaslevelű kakukktorma	<i>Cardamine trifolia</i>
Hármaslevelű macskagyökér	<i>Valeriana tripteris</i>
Hármaslevelű szellőrózsa	<i>Anemone trifolia</i>
Háromporzós látonya	<i>Elatine triandra</i>
Havasalji rózsa	<i>Rosa pendulina</i>
Havasalji tarsóka	<i>Thlaspi caerulescens</i>
Havasi éger	<i>Alnus viridis</i>
Havasi hagyma	<i>Allium victorialis</i>
Havasi ikravirág	<i>Arabis alpina</i>
Havasi iszalag	<i>Clematis alpina</i>
Havasi palástfű	<i>Alchemilla glabra</i>
Havasi ribiszke	<i>Ribes alpinum</i>
Havasi tisztosfű	<i>Stachys alpina</i>
Havasi turbolya	<i>Anthriscus nitidus</i>
Havasi varázslófű	<i>Circaea alpina</i>
Hazslinszky-berkenye	<i>Sorbus austriaca</i>
Hegyeskaréjú palástfű	<i>Alchemilla acutiloba</i>
Hegyi kököröcsin	<i>Pulsatilla montana</i>
Hegyi kőtörőfű	<i>Saxifraga adscendens</i>
Hegyi lednek	<i>Lathyrus linifolius</i>
Hegyi palástfű	<i>Alchemilla glaucescens</i>
Hegyi perje	<i>Poa remota</i>
Hegyi tárnicska	<i>Gentianella austriaca</i>
Hegyi tarsóka	<i>Thlaspi montanum</i>
Hegyközi cickafark	<i>Achillea crithmifolia</i>
Hengeres sás	<i>Carex diandra</i>
Hengeresfészű peremizs	<i>Inula germanica</i>
Henye boroszlán	<i>Daphne cneorum</i>
Henye kunkor	<i>Heliotropium supinum</i>
Henye vassfű	<i>Verbena supina</i>
Heuffel-zanót	<i>Chamaecytisus heuffelii</i>
Heverő iszapfű	<i>Lindernia procumbens</i>
Hólyagos here	<i>Trifolium vesiculosum</i>
Homoki árvalányhaj	<i>Stipa borysthena</i>
Homoki bakszakáll	<i>Tragopogon floccosus</i>
Homoki cickafark	<i>Achillea ochroleuca</i>
Homoki csüdfű	<i>Astragalus varius</i>
Homoki fátyolvirág	<i>Gypsophila fastigiata</i>

Homoki imola	<i>Centaurea arenaria</i>
Homoki kocsord	<i>Peucedanum arenarium</i>
Homoki nőszirm	<i>Iris humilis</i> subsp. <i>arenaria</i>
Homoki varjúháj	<i>Sedum hillebrandtii</i>
Homoki vértő	<i>Onosma arenaria</i>
Homoktövis	<i>Hippophae rhamnoides</i>
Hosszúfüzérű harangvirág	<i>Campanula macrostachya</i>
Hosszúlevelű aggófű	<i>Tephrosieris longifolia</i>
Hosszúlevelű árvalányhaj	<i>Stipa tirsia</i>
Hosszúlevelű buvákfű	<i>Bupleurum longifolium</i>
Hölgyestike	<i>Hesperis matronalis</i>
Hullámoslevelű palástfű	<i>Alchemilla subcrenata</i>
Hússzínű ujjaskosbor	<i>Dactylorhiza incarnata</i>
Hüvelyes gyapjúsás	<i>Eriophorum vaginatum</i>
Ibolyás nőszőfű	<i>Epipactis purpurata</i>
Ikrás fogasír	<i>Cardamine glanduligera</i>
Illatos bibircsvirág	<i>Gymnadenia odoratissima</i>
Illatos hagyma	<i>Allium suaveolens</i>
Illír sáfrány	<i>Crocus tommasinianus</i>
Janka-tarsóka	<i>Thlaspi jankae</i>
Jávorka-berkenye	<i>Sorbus javorkae</i>
Jávorka-fényperje	<i>Koeleria javorkae</i>
Jerikói lonc	<i>Lonicera caprifolium</i>
Kacstalan lednek	<i>Lathyrus nissolia</i>
Kakasmandikó	<i>Erythronium dens-canis</i>
Kálmos	<i>Acorus calamus</i>
Karcsú orbáncfű	<i>Hypericum elegans</i>
Karcsú sisakvirág	<i>Aconitum variegatum</i>
Kardos madársisak	<i>Cephalanthera longifolia</i>
Kárpáti sáfrány	<i>Crocus heuffelianus</i>
Kárpáti sisakvirág	<i>Aconitum moldavicum</i>
Kecses palástfű	<i>Alchemilla micans</i>
Kék atracél	<i>Anchusa barrelieri</i>
Kék szamárlenyer	<i>Echinops ruthenicus</i>
Kékes borkóró (Pannon borkóró)	<i>Thalictrum minus</i> subsp. <i>pseudominus</i>
Kékes szádor	<i>Orobanche coerulescens</i>
Keleti békakorsó	<i>Sium sisarum</i>
Keleti gyertyán	<i>Carpinus orientalis</i>
Keleti zergevirág	<i>Doronicum orientale</i>
Keménytövisű lucerna	<i>Medicago rigidula</i>
Kenyérbélcickafark	<i>Achillea ptarmica</i>
Kereklevelű harmatfű	<i>Drosera rotundifolia</i>
Kereklevelű körtike	<i>Pyrola rotundifolia</i>
Kerti berkenye	<i>Sorbus domestica</i>
Kerti holdviola	<i>Lunaria annua</i>
Kései pitypang	<i>Taraxacum serotinum</i>
Kései szegfű	<i>Dianthus serotinus</i>

Keskenylevelű gyapjúsás	<i>Eriophorum angustifolium</i>
Keskenylevelű hölgymál	<i>Chlorocrepis staticifolia</i>
Keskenylevelű tüdőfű	<i>Pulmonaria angustifolia</i>
Kétlevelű sarkvirág	<i>Platanthera bifolia</i>
Kígyógyökerű keserűfű	<i>Persicaria bistorta</i>
Királyné gyertyája	<i>Asphodelus albus</i>
Kis rence	<i>Utricularia minor</i>
Kisebb körtike	<i>Pyrola minor</i>
Kisfészku aszat	<i>Cirsium brachycephalum</i>
Kisfészku hangyabogáncs	<i>Jurinea mollis</i>
Kiskörtike	<i>Moneses uniflora</i>
Kislevelű nőszőfű	<i>Epipactis microphylla</i>
Kispárlófű	<i>Aremonia agrimonioides</i>
Kockás kotuliliom (Mocsári kockásliliom)	<i>Fritillaria meleagris</i>
Konkoly	<i>Agrostemma githago</i>
Korallgyökér	<i>Corallorhiza trifida</i>
Korcs nőszírom (Fátyolos nőszírom)	<i>Iris spuria</i>
Kormos csáté	<i>Schoenus nigricans</i>
Kornistárnics	<i>Gentiana pneumonanthe</i>
Korongos lucerna	<i>Medicago orbicularis</i>
Kövér daravirág	<i>Draba lasiocarpa</i>
Kövi pimpó	<i>Potentilla rupestris</i>
Kövi szeder	<i>Rubus saxatilis</i>
Középső körtike	<i>Pyrola media</i>
Közönséges palástfű	<i>Alchemilla monticola</i>
Kúszó celler	<i>Apium repens</i>
Kúszó csalán	<i>Urtica kioviensis</i>
Kúszó sás	<i>Carex repens</i>
Lápi nádtippan	<i>Calamagrostis stricta</i>
Lápi nyúlfarkfű	<i>Sesleria caerulea</i>
Lápi sás	<i>Carex davalliana</i>
Leánykökörücsin	<i>Pulsatilla grandis</i>
Lenlevelű füzény	<i>Lythrum linifolium</i>
Ligeti csillagvirág	<i>Scilla vindobonensis</i>
Ligeti szőlő	<i>Vitis sylvestris</i>
Lila csenkesz	<i>Festuca amethystina</i>
Lisztés berkenye	<i>Sorbus aria</i>
Lisztés, déli és a barkócaberkenye átmeneti kistajai (minden lisztés levélfonákú berkenye) Andreánszky-berkenye Ádám-berkenye Bakonyi berkenye Balatoni berkenye Bartha-berkenye Boros-berkenye Budai berkenye	<i>Sorbus andreanszkyana</i> <i>Sorbus adamim</i> <i>Sorbus bakonyensis</i> <i>Sorbus balatonica</i> <i>Sorbus barthae</i> <i>Sorbus borosiana</i> <i>Sorbus semiincisa</i>

Csákóberényi berkenye	<i>Sorbus pseudovertesensis</i>
Dégen-berkenye	<i>Sorbus degenii</i>
Gáyer-berkenye	<i>Sorbus gayerana</i>
Gerecsei berkenye	<i>Sorbus gerecseensis</i>
Kárpáti-berkenye	<i>Sorbus karpatii</i>
Keller-berkenye	<i>Sorbus eugenii-kelleri</i>
Keszthelyi berkenye	<i>Sorbus decipientiformis</i>
Kevéserű berkenye	<i>Sorbus pseudosemiincisa</i>
Nagylevelű berkenye	<i>Sorbus latissima</i>
Rédl-berkenye	<i>Sorbus redliana</i>
Rövidkarjú berkenye	<i>Sorbus pseudobakonyensis</i>
Sárgáslevelű berkenye	<i>Sorbus pseudolatifolia</i>
Simonkai-berkenye	<i>Sorbus simonkaiana</i>
Vértesi berkenye	<i>Sorbus vertesensis</i>
Lónyelvű csodabogyó	<i>Ruscus hypoglossum</i>
Macskahere	<i>Phlomis tuberosa</i>
Madárfészek	<i>Neottia nidus-avis</i>
Magas borsó	<i>Pisum elatius</i>
Magas fényperje	<i>Koeleria pyramidata</i>
Magas istác	<i>Armeria elongata</i>
Magas tarackbúza	<i>Elymus elongatus</i>
Magasszárú kocsord	<i>Peucedanum verticillare</i>
Magyar bogáncs	<i>Carduus collinus</i>
Magyar kőhúr	<i>Minuartia hirsuta</i>
Magyar látonya	<i>Elatine hungarica</i>
Magyar lednek	<i>Lathyrus pannonicus</i>
Magyar nyúlfarkű	<i>Sesleria heuffleriana</i> subsp. <i>hungarica</i>
Magyar palástfű	<i>Alchemilla hungarica</i>
Magyar perje	<i>Poa pannonica</i> subsp. <i>glabra</i>
Magyar repcsény	<i>Erysimum odoratum</i>
Magyar zergevirág	<i>Doronicum hungaricum</i>
Majomkosbor	<i>Orchis simia</i>
Májvirág	<i>Hepatica nobilis</i>
Martilapuszádor	<i>Orobanche flava</i>
Mátrai madárhúr	<i>Cerastium arvense</i> subsp. <i>molle</i>
Méregölő sisakvirág	<i>Aconitum anthora</i>
Mérges sás	<i>Carex brevicollis</i>
Mocsári aggófű	<i>Senecio paludosus</i>
Mocsári csorbóka	<i>Sonchus palustris</i>
Mocsári kosbor	<i>Orchis laxiflora</i> subsp. <i>palustris</i>
Mocsári lednek	<i>Lathyrus palustris</i>
Mocsári nőszőfű	<i>Epipactis palustris</i>
Mocsári tárnicska	<i>Gentianella uliginosa</i>
Mohos csitri	<i>Moehringia muscosa</i>
Müller-nőszőfű	<i>Epipactis muelleri</i>
Nádi boglárka	<i>Ranunculus lingua</i>
Nagy aggófű	<i>Senecio umbrosus</i>
Nagy gombafű	<i>Androsace maxima</i>

Nagy pacsirtafű	<i>Polygala major</i>
Nagy szegfű	<i>Dianthus giganteiformis</i>
Nagyzezerjófű	<i>Dictamnus albus</i>
Nagyfészkü hangyabogáncs	<i>Jurinea glycantha</i>
Nagylevelű koronafürt	<i>Securigera elegans</i>
Nagylevelű madárbirs	<i>Cotoneaster tomentosus</i>
Nagyvirágú fényperje	<i>Koeleria majoriflora</i>
Nagyvirágú gyíkfű	<i>Prunella grandiflora</i>
Narancsszínű aggófű	<i>Tephrosia aurantiaca</i>
Norden-nőszőfű	<i>Epipactis nordeniorum</i>
Nyári füzértekerics	<i>Spiranthes aestivalis</i>
Nyári tőzike	<i>Leucorum aestivum</i>
Nyugati csillagvirág	<i>Scilla drunensis</i>
Nyúlánk sárma	<i>Ornithogalum pyramidale</i>
Olasz müge	<i>Asperula taurina</i>
Osztrák borzamac	<i>Pleurospermum austriacum</i>
Osztrák tarsóka	<i>Thlaspi goesingense</i>
Osztrák zergevirág	<i>Doronicum austriacum</i>
Ökörszem	<i>Buphthalmum salicifolium</i>
Öldöklő aszat	<i>Cirsium furiens</i>
Örménygyökér	<i>Inula helenium</i>
Őszi csillagvirág	<i>Prospero elisae</i>
Őszi füzértekerics	<i>Spiranthes spiralis</i>
Palkasás	<i>Carex bohemica</i>
Pamacslaboda	<i>Krascheninnikovia ceratoides</i>
Pannon derescsenkesz	<i>Festuca pallens subsp. pannonica</i>
Pannon madárbirs	<i>Cotoneaster matrensis</i>
Parókás imola	<i>Centaurea pseudophrygia</i>
Parti fűz	<i>Salix elaeagnos</i>
Pávafarkú salamonpecsét	<i>Polygonatum verticillatum</i>
Pázsitos nőszirm	<i>Iris graminea</i>
Pettygetett őszirózsa	<i>Aster sedifolius</i>
Pettyes orbáncfű	<i>Hypericum maculatum</i>
Pézsmahagyma	<i>Allium moschatum</i>
Pilisi bükköny	<i>Vicia sparsiflora</i>
Pillás zanót	<i>Chamaecytisus hirsutus subsp. ciliatus</i>
Piritógyökér	<i>Tamus communis</i>
Piros kígyószisz	<i>Echium maculatum</i>
Piros madárbirs	<i>Cotoneaster integerrimus</i>
Piros madársisak	<i>Cephalanthera rubra</i>
Piros mécsvirág	<i>Silene dioica</i>
Piroló hunyor	<i>Helleborus purpurascens</i>
Piroló nádtippán	<i>Calamagrostis purpurea</i>
Pocsolyalátonya	<i>Elatine alsinastrum</i>
Pofók árvacsalán	<i>Lamium orvala</i>
Poloskaszagú kosbor	<i>Orchis coriophora</i>
Poloskavész	<i>Cimicifuga europaea</i>

Pompás kosbor	<i>Orchis laxiflora</i> subsp. <i>elegans</i>
Pontuszi nőszőfű	<i>Epipactis pontica</i>
Posványkakastaréj	<i>Pedicularis palustris</i>
Prémes tárncs	<i>Gentianopsis ciliata</i>
Pusztai árvalányhaj	<i>Stipa pennata</i>
Pusztai meténg	<i>Vinca herbacea</i>
Rákosi csenkesz	<i>Festuca wagneri</i>
Rejtőke	<i>Teesdalia nudicaulis</i>
Réti iszalag	<i>Clematis integrifolia</i>
Réti kardvirág	<i>Gladiolus imbricatus</i>
Réti palástfű	<i>Alchemilla xanthochlora</i>
Réti szegfű	<i>Dianthus deltoides</i>
Rezes hölgymál	<i>Hieracium aurantiacum</i>
Rostostövű sás	<i>Carex appropinquata</i>
Rózsás kövirózsa	<i>Sempervivum marmoreum</i>
Sáfrányos imola	<i>Centaurea solstitialis</i>
Sápadt kosbor	<i>Orchis pallens</i>
Sápadt lednek	<i>Lathyrus pallescens</i>
Sárga ibolya	<i>Viola biflora</i>
Sárga koronafürt	<i>Coronilla coronata</i>
Sárga kövirózsa	<i>Jovibarba globifera</i> subsp. <i>hirta</i>
Sárga len	<i>Linum flavum</i>
Sárgaliliom	<i>Hemerocallis lilio-asphodelus</i>
Schudich-tarsóka	<i>Thlaspi kovatsii</i>
Selymes boglárka	<i>Ranunculus illyricus</i>
Selymes peremisz	<i>Inula oculus-christi</i>
Seprőparéj	<i>Bassia sedoides</i>
Soó-berkenye	<i>Sorbus sooi</i>
Sömörös kosbor	<i>Orchis ustulata</i>
Speta-csillagvirág	<i>Scilla spetana</i>
Steven-boglárka	<i>Ranunculus strigulosus</i>
Sugaras zsoltina	<i>Serratula radiata</i>
Sugárkankalin	<i>Primula elatior</i>
Sulyoktáska	<i>Aethionema saxatile</i>
Sulyom	<i>Trapa natans</i>
Sűrű csetkása	<i>Eleocharis carniolica</i>
Sűrűlevelű békaszőlő	<i>Groenlandia densa</i>
Szakállas orbáncfű	<i>Hypericum barbatum</i>
Szálkás árvalányhaj	<i>Stipa bromoides</i>
Szalmagyopár	<i>Helichrysum arenarium</i>
Szártalan bábakalács	<i>Carlina acaulis</i>
Szártalan csűdfű	<i>Astragalus exscapus</i>
Szártalan kankalin	<i>Primula vulgaris</i>
Szarvas hagyma	<i>Allium carinatum</i>
Széleslevelű gyapjúsás	<i>Eriophorum latifolium</i>
Széleslevelű nőszőfű	<i>Epipactis helleborine</i>
Széleslevelű ujjaskosbor	<i>Dactylorhiza majalis</i>
Szent László-tárncs	<i>Gentiana cruciata</i>

Szentendrei rózsza	<i>Rosa sancti-andreae</i>
Szennyes infű	<i>Ajuga laxmannii</i>
Szibériai nűszirom	<i>Iris sibirica</i>
Sziki ballagűfű	<i>Salsola soda</i>
Sziki boglárka	<i>Ranunculus lateriflorus</i>
Sziki koccsord	<i>Peucedanum officinale</i>
Sziki lűrom	<i>Rumex pseudonatronatus</i>
Sziki varjúháj	<i>Sedum caespitosum</i>
Sziklai benge	<i>Rhamnus saxatilis</i>
Sziklai borkűrű	<i>Thalictrum foetidum</i>
Sziklai gyűngyvesszű	<i>Spiraea media</i>
Sziklai nefelejcs	<i>Myosotis stenophylla</i>
Sziklai repcsény	<i>Erysimum crepidifolium</i>
Sziklai ternye	<i>Aurinia saxatilis</i>
Szines bėkaszűlű	<i>Potamogeton coloratus</i>
Szirti bűzavirág	<i>Centaurea montana subsp. mollis</i>
Sziveslevelű gubűvirág	<i>Globularia cordifolia</i>
Szűke oroszlanfű	<i>Leontodon incanus</i>
Szűrűs baraboly	<i>Chaerophyllum hirsutum</i>
Szűrűs nyír	<i>Betula pubescens</i>
Szűnyoglábű bibircsvirág	<i>Gymnadenia conopsea</i>
Szűrűs csodabogyű	<i>Ruscus aculeatus</i>
Szűrűke bogács	<i>Carduus glaucus</i>
Szűrűke poloskamag	<i>Corispermum canescens</i>
Szűrűke veronika	<i>Pseudolysimachion incanum</i>
Szűrkės őrdűgszem	<i>Scabiosa canescens</i>
Szűrkės sás	<i>Carex canescens</i>
Tallűs-nűszűfű	<i>Epipactis tallosii</i>
Tarka bűzavirág	<i>Centaurea triumfettii subsp. albiger</i>
Tarka kosbor	<i>Orchis tridentata</i>
Tarka lednek	<i>Lathyrus venetus</i>
Tarka nadtippan	<i>Calamagrostis varia</i>
Tarka nűszirom	<i>Iris variegata</i>
Tarka nyűlfarkfű	<i>Sesleria albicans</i>
Tarka sáfrány	<i>Crocus reticulatus</i>
Tátrai hűlgymál	<i>Hieracium bupleuroides</i>
Tavaszi gűrvėlyfű	<i>Scrophularia vernalis</i>
Tavaszi hėrics	<i>Adonis vernalis</i>
Tavaszi tűzike	<i>Leucjum vernum</i>
Tekert csűdfű	<i>Astragalus contortuplicatus</i>
Teleki-virág	<i>Telekia speciosa</i>
Tėltemetű	<i>Eranthis hyemalis</i>
Tengerparti szittű	<i>Juncus maritimus</i>
Terpedt koronafűrt	<i>Coronilla vaginalis</i>
Tisza-parti margitvirág	<i>Leucanthemella serotina</i>
Tűalma	<i>Ludwigia patustris</i>
Tompalevelű bėkaszűlű	<i>Potamogeton obtusifolius</i>
Tornai ternye	<i>Alyssum montanum subsp. brymii</i>

Tömött zabfű	<i>Avenula compressa</i>
Törpemandula	<i>Prunus tenella (Amygdalus nana)</i>
Töviskés sás	<i>Carex echinata</i>
Tőzegáfonya	<i>Vaccinium oxycoccus</i>
Tőzegeper	<i>Potentilla palustris</i>
Tőzegkáká	<i>Rhynchospora alba</i>
Turbánliliom	<i>Lilium martagon</i>
Tündérfátyol	<i>Nymphoides peltata</i>
Tündérfürt	<i>Aruncus dioicus</i>
Vajszínű atracél	<i>Anchusa ochroleuca</i>
Vastaggallyú körte (Gyapjas körte)	<i>Pyrus nivalis</i>
Vékony gyapjúsás	<i>Eriophorum gracile</i>
Vékonyszárú palástfű	<i>Alchemilla filicaulis</i>
Vetővirág	<i>Sternbergia colchiciflora</i>
Vidrafű	<i>Menyanthes trifoliata</i>
Vitézkosbor	<i>Orchis militaris</i>
Vitézvirág	<i>Anacamptis pyramidalis</i>
Vízi aggófű	<i>Senecio aquaticus</i>
Vízparti deréce	<i>Chamaenerion dodonaei</i>
Völgycsillag	<i>Astrantia major</i>
Vörös áfonya	<i>Vaccinium vitis-idaea</i>
Vörösbarna nőszőfű	<i>Epipactis atrorubens</i>
Vöröses hagyma	<i>Allium marginatum</i>
Zalai bükköny	<i>Vicia oroboides</i>
Zergeboglár	<i>Trollius europaeus</i>
Zöldes kígyókapor	<i>Silaum peucedanoides</i>
Zöldes sarkvirág	<i>Platanthera chlorantha</i>

corto

Otros

5.- Observaciones.-

Se utilizaban para la fabricación de aros de las nasas de pesca, empleadas en la zona de Barbate.

CLAVE VID 11/Aicalá de los Gazules/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ALCALA DE LOS GAZULES
Provincia Cádiz
Nº de población 2

Longitud inicial 262962.6724 Longitud final: 264232.7996
Latitud inicial 4028048.4768 Latitud final 4029802.8206

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 42

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Fraxinus angustifolia Vahl
Quercus canariensis Willd.
Nerium oleander L.

FLORA ADYACENTE

Viburnum tinus L.
Crataegus monogyna Jacq.
Smilax aspera L.
Hedera helix L.
Quercus suber L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES

Pastoreo

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3

Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Se utilizaban para la fabricación de aros de las nasas de pesca, empleadas en la zona de Barbate.

corto

Otros

5.- Observaciones.-

En el mes de septiembre del 2002 ambas plantas fueron cortadas.
Se utilizaban para la fabricación de aros de las nasas de pesca,
empleadas en la zona de Barbate.

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	5	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Se utilizaban para la fabricación de aros de las nasas de pesca, empleadas en la zona de Barbate.

CLAVE VID

11/Alcalá de los Gazules/5

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ALCALA DE LOS GAZULES
Provincia Cádiz
Nº de población 5

Longitud inicial 267532.2557 Longitud final
Latitud inicial 4032859.7026 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 4

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Alnus glutinosa (L.) Gaertner

Nerium oleander L.

Laurus nobilis L.

Rubus sp.

Fraxinus angustifolia Vahl

Rosa canina L.

Erica sp.

Quercus canariensis Willd.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	0

Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Se utilizaban para la fabricación de aros de las nasas de pesca, empleadas en la zona de Barbate.

CLAVE VID 11/Alcalá de los Gazules/6

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ALCALA DE LOS GAZULES
Provincia Cádiz
Nº de población 6

Longitud inicial 264466.9512 Longitud fina: 263242.3179
Latitud inicial 4025570.7163 Latitud final 4024586.1879

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 43

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Nerium oleander L.
Fraxinus angustifolia Vahl
Salix sp.

FLORA ADYACENTE

Retama sphaerocarpa (L.) Boiss.
Rosa canina L.
Hedera helix L.
Smilax aspera L.
Quercus canariensis Willd.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES

Pastoreo

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	0	Oídio	0

Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Se utilizaban para la fabricación de aros de las nasas de pesca, empleadas en la zona de Barbate.

CLAVE VID

11/Arcos de la Frontera/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ARCOS DE LA FRONTERA
Provincia Cádiz
Nº de población 1

Longitud inicial 271059.8701

Longitud final 270948.2262

Latitud inicial 4066046.4401

Latitud final 4065586.7525

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 16

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Fraxinus angustifolia Vahl

Retama sphaerocarpa (L.) Boiss.

Olea europaea L.

Pistacia lentiscus L.

Quercus suber L.

Quercus canariensis Willd.

Nerium oleander L.

Bryonia cretica L.

Crataegus monogyna Jacq.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Urbanización

Ninguna

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	7	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Fuerte coloración antociánica en sarmientos y peciolo.

CLAVE VID 11/Benaocaz/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio BENAOCÁZ
Provincia Cádiz
Nº de población 1

Longitud inicial 277372.1511

Longitud final 277417.0853

Latitud inicial 4067175.2804

Latitud final 4067332.3779

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 8

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Fraxinus angustifolia Vahl

Retama sphaerocarpa (L.) Boiss.

Olea europaea L.

Pistacia lentiscus L.

Quercus suber L.

Quercus canariensis Willd.

Nerium oleander L.

Bryonia cretica L.

Crataegus monogyna Jacq.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Urbanización

Ninguna

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	7	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID 11/EI Bosque/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio BOSQUE (EL)
Provincia Cádiz
Nº de población 1

Longitud inicial 276463.301 Longitud final 276436.8822
Latitud inicial 4069450.58 Latitud final 4069389.5835

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 2

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Rubus sp.

Foeniculum vulgare Miller subsp. *piperitum*

Olea europaea L.

Smilax aspera L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Vías de comunicación

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	0	Oidio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

CLAVE VID 11/EI Bosque/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio BOSQUE (EL)
Provincia Cádiz
Nº de población 2

Longitud inicial 277076.8103 Longitud final 277076.0068
Latitud inicial 4067275.5043 Latitud final 4067244.6818

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 8

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Salix sp.</i>	<i>Pistacia lentiscus L.</i>
<i>Nerium oleander L.</i>	<i>Olea europaea L.</i>
<i>Calicotome villosa (Poiret) Link</i>	<i>Arundo donax L.</i>
	<i>Ceratonía siliqua L.</i>
	<i>Rubus sp.</i>
	<i>Smilax aspera L.</i>

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Vías de comunicación	Ninguna
Transformación de cursos de agua	

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis	1	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	1
Mosca blanca	0	Entrenudo	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID **11/Grazalema/1**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **GRAZALEMA**
Provincia **Cádiz**
Nº de población **1**

Longitud inicial **277183.0464**

Longitud final **278776.4879**

Latitud inicial **4072300.2454**

Latitud final **4072505.5557**

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **57**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Fraxinus angustifolia Vahl

Alnus glutinosa (L.) Gaertner

Populus nigra L.

Ficus carica L.

Salix sp.

Pistacia lentiscus L.

Nerium oleander L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Bueno**

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Uso público, actividades deportivas

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera **0** **Nematodos** **0**

Erinosis **0** **Oídio** **0**

Mosquito verde **0** **Mildiu** **0**

Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Un ejemplar femenino trilobulado y algunos muy productivos. Se conservan dos ejemplares femeninos de uva blanca. Las uvas de esta población se empleaban para la fabricación casera de

CLAVE VID

11/Jerez de la Frontera/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio JEREZ DE LA FRONTERA

Provincia Cádiz

Nº de población 1

Longitud inicial 271410.1218

Longitud final

Latitud inicial 4049350.2025

Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 4

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Phlomis purpurea L.

Quercus suber L.

Smilax aspera L.

Quercus canariensis Willd.

Berberis vulgaris L. subsp. *australis* (Boiss.) Heywood

Rubus sp.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oidio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 11/Jerez de la Frontera/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio JEREZ DE LA FRONTERA
Provincia Cádiz
Nº de población 2

Longitud inicial 268090.5923 Longitud final

Latitud inicial 4048976.3786 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 2

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Arbutus unedo</i> L.	<i>Phlomis purpurea</i> L.
<i>Alnus glutinosa</i> (L.) Gaertner	<i>Smilax aspera</i> L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

Mosca blanca	0	Entrenudo	0
Otros		corto	

5.- Observaciones.-

Se utilizaban para la fabricación de aros de las nasas de pesca, empleadas en la zona de Barbate.

CLAVE VID

11/Los Barrios/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio BARRIOS (LOS)
Provincia Cádiz
Nº de población 2

Longitud inicial 269143.2072

Longitud final 266211.8533

Latitud inicial 4008080.394

Latitud final 4032895.2921

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 6

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Alnus glutinosa (L.) Gaertner

Pistacia lentiscus L.

Quercus rotundifolia Lam.

Rubus sp.

Olea europaea L.

Aristolochia baetica L.

Quercus suber L.

Ceratonía siliqua L.

Ficus carica L.

Quercus faginea subsp. *baetica*

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera

0

Nematodos

0

Erinosis	0	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo	0
Otros			

5.- Observaciones.-

El número de plantas estudiado se encuentra en la zona accesible de la ribera. Existen más ejemplares a lo largo de la misma de muy difícil acceso que no han podido ser estudiados.

CLAVE VID 11/Sanlúcar de Barrameda/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio SANLUCAR DE BARRAMEDA
Provincia Cádiz
Nº de población 1

Longitud inicial	203980.34	Longitud final	205393.35
Latitud inicial	4085451.72	Latitud final	4085330.52

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 4

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Pistacia lentiscus L.
Myrtus communis L.
Populus alba L.

FLORA ADYACENTE

Smilax aspera L.
Pinus pinea L.
Cistus sp.
Halimium halimifolium (L.) Willk.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Malo

AMENAZAS PRESENTES

Explotación forestal

AMENAZAS POTENCIALES

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	0

CLAVE VID 11/Ubrique/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio UBRIQUE
Provincia Cádiz
Nº de población 1

Longitud inicial 278905.3979

Longitud final 278634.9496

Latitud inicial 4059239.7443

Latitud final 4057427.0074

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 25

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Olea europaea L.

Pistacia lentiscus L.

Ceratonia siliqua L.

Salix sp.

Fraxinus angustifolia Vahl

Nerium oleander L.

FLORA ADYACENTE

Ruscus aculeatus L.

Phlomis purpurea L.

Chamaerops humilis L.

Smilax aspera L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 **Nematodos** 0

Erinosis 5 **Oidio** 0

Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID **11/Ubrique/2**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **UBRIQUE**
Provincia **Cádiz**
Nº de población **2**

Longitud inicial **280882.357** Longitud final
Latitud inicial **4059774.9953** Latitud final

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **1**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Tamarix sp.

Eucalyptus globulus Labill.

Fraxinus angustifolia Vahl

Olea europaea L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Malo**

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Urbanización

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	1
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 11/Ubrique/3

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio UBRIQUE
Provincia Cádiz
Nº de población 3

Longitud inicial 281712.3043 Longitud final
Latitud inicial 4058211.7291 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 2

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Salix sp.</i>	<i>Rubus sp.</i>
<i>Nerium oleander L.</i>	<i>Olea europaea L.</i>
<i>Tamarix sp.</i>	<i>Arundo donax L.</i>

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	1
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 11/Villamartín/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio VILLAMARTIN
Provincia Cádiz
Nº de población 1

Longitud inicial 270616.3963

Longitud fina: 270787.2432

Latitud inicial 4084627.4094

Latitud final 4084530.2642

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 3

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Fraxinus angustifolia Vahl

Arundo donax L.

Ficus carica L.

Rubus sp.

Salix sp.

Pistacia lentiscus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Uso de fitoquímicos

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	0	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 11/Zahara de la sierra/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ZAHARA
Provincia Cádiz
Nº de población 1

Longitud inicial 277139.345 Longitud final 277630.1291
Latitud inicial 4078223.4194 Latitud final 4078025.5341

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 37

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Nerium oleander L.
Rubus sp.
Salix sp.
Crataegus monogyna Jacq.
Quercus canariensis Willd.
Fraxinus angustifolia Vahl

FLORA ADYACENTE

Retama sphaerocarpa (L.) Boiss.
Daphne gnidium L.
Rosa canina L.
Smilax aspera L.
Hedera helix L.
Aristolochia baetica L.
Mentha suaveolens Ehrh.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Bueno

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua
Puesta en cultivo

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	0	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Las uvas de esta población se empleaban para la fabricación casera de vinagre.

CLAVE VID 14/Adamuz/1

1.- Localización y cartografiado.-

Municipio ADAMUZ
Provincia Córdoba
Nº de población 1

Longitud inicial 366140.8103 Longitud final 366892.6311
Latitud inicial 4215460.1237 Latitud final 4215231.981

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 8

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Nerium oleander L.
Rubus sp.
Crataegus monogyna Jacq.
Fraxinus angustifolia Vahl

FLORA ADYACENTE

Arundo donax L.
Ruscus aculeatus L.
Populus nigra L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	0	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	0

CLAVE VID **14/Córdoba/1**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **CORDOBA**

Provincia **Córdoba**

Nº de población **1**

Longitud inicial **354383.4954**

Longitud final **354641.0519**

Latitud inicial **4201262.3728**

Latitud final **4200641.1258**

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **44**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Ficus carica L.

Rubus sp.

Fraxinus angustifolia Vahl

Arundo donax L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Regular**

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Urbanización

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera **0** **Nematodos** **0**

Erinosis **1** **Oídio** **1**

Mosquito verde **0** **Mildiu** **1**

Mosca blanca **0** **Entrenudo corto** **0**

Otros

CLAVE VID 14/Córdoba/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CORDOBA
Provincia Córdoba
Nº de población 2

Longitud inicial 354469.0773 Longitud final 354176.6892
Latitud inicial 4200582.5143 Latitud final 4200618.5507

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 4

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Fraxinus angustifolia</i> Vahl	<i>Smilax aspera</i> L.
<i>Ulmus sp.</i>	<i>Hedera helix</i> L.
<i>Olea europaea</i> L.	

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Transformación de cursos de agua Desprendimientos

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	1

CLAVE VID 14/Córdoba/3

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CORDOBA
Provincia Córdoba
Nº de población 3

Longitud inicial 356112.2262 Longitud final 356289.05
Latitud inicial 4200985.1338 Latitud final 4201321.1922

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 3

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Populus alba</i> L.	<i>Ficus carica</i> L.
<i>Fraxinus angustifolia</i> Vahl	<i>Nerium oleander</i> L.
	<i>Rubus</i> sp.
	<i>Hedera helix</i> L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Malo

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Urbanización
	Uso público, actividades deportivas

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	1

CLAVE VID **14/Hornachuelos/1**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **HORNACHUELOS**
Provincia **Córdoba**
Nº de población **1**

Longitud inicial **305473.6924** Longitud final: **305312.6159**
Latitud inicial **4183032.6482** Latitud final **4183468.2525**

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **16**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Populus alba L.
Salix alba L.
Ficus carica L.
Ulmus minor Miller
Celtis australis L.

FLORA ADYACENTE

Arundo donax L.
Rubus sp.
Tamarix africana Poiret
Foeniculum vulgare Miller subsp. *piperitum*
Ailanthus altissima (Miller) Swingle

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Regular**

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	0

Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID 14/Montoro/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio MONTORO
Provincia Córdoba
Nº de población 1

Longitud inicial 386797.7545

Longitud fina: 387040.6586

Latitud inicial 4213019.7143

Latitud final 4211197.4394

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 30

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Securínega tinctoria (L.) Rothm.

Nerium oleander L.

Tamarix sp.

FLORA ADYACENTE

Arundo donax L.

Fraxinus angustifolia Vahl

Rubus sp.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

Pastoreo

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	1
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 14/Montoro/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio MONTORO
Provincia Córdoba
Nº de población 2

Longitud inicial 387362.0509

Longitud final: 387627.2441

Latitud inicial 4215046.6106

Latitud final 4213069.8972

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 12

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Populus nigra L.

Smilax aspera L.

Nerium oleander L.

Arundo donax L.

Olea europaea L.

Rubus sp.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	3
Mosquito verde	3	Mildiu	1
Mosca blanca	5	Entrenudo	0

corto

Otros

5.- Observaciones.-

Presencia de vides hermafroditas escapadas de cultivo.

CLAVE VID

14/Montoro/3

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio MONTORO
Provincia Córdoba
Nº de población 3

Longitud inicial 385153.0077 Longitud final

Latitud inicial 4219116.1032 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 4

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Quercus coccifera L.

Rubus sp.

Foeniculum vulgare Miller subsp. *piperitum*

Pistacia lentiscus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Malo

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Vías de comunicación

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 3 Oídio 3

Mosquito verde 3 Mildiu 1

Mosca blanca 5 Entrenudo corto 0

Otros

CLAVE VID 14/Montoro/4

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio MONTORO
Provincia Córdoba
Nº de población 4

Longitud inicial 388470.7544

Longitud final 388418.6769

Latitud inicial 4221258.8204

Latitud final 4221012.9015

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 8

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Quercus coccifera L.

Rubus sp.

Nerium oleander L.

Smilax aspera L.

Olea europaea L.

Pistacia lentiscus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 3 Oídio 3

Mosquito verde 1 Mildiu 1

CLAVE VID 14/Montoro/5

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio MONTORO
Provincia Córdoba
Nº de población 5

Longitud inicial 380845.3999 Longitud final 380747.8476
Latitud inicial 4207709.3351 Latitud final 4207710.7589

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 16

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Populus nigra</i> L.	<i>Rosa canina</i> L.
<i>Crataegus monogyna</i> Jacq.	<i>Ficus carica</i> L.
<i>Tamarix</i> sp.	

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
	Otros (indicar)

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 14/Posadas/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio POSADAS
Provincia Córdoba
Nº de población 1

Longitud inicial 314379.4046 Longitud fina:
Latitud inicial 4191462.507 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 19

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Ulmus minor</i> Miller	<i>Rubus</i> sp.
<i>Tamarix</i> sp.	
<i>Fraxinus angustifolia</i> Vahl	
<i>Crataegus monogyna</i> Jacq.	
<i>Celtis australis</i> L.	

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Explotación forestal	Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	1

Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Erinosis	5	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo	0
Otros			

5.- Observaciones.-

La muestra cogida es superproductiva.

CLAVE VID

14/Posadas/3

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio POSADAS

Provincia Córdoba

Nº de población 3

Longitud inicial 313892.0833

Longitud final

Latitud inicial 4195852.9953

Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 5

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Olea europaea L.

Smilax aspera L.

Nerium oleander L.

Rubus sp.

Quercus sp.

Rosa canina L.

Pistacia lentiscus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 5 Oídio 0

Mosquito verde 0 Mildiu 0

CLAVE VID 14/Posadas/4

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio POSADAS
Provincia Córdoba
Nº de población 4

Longitud inicial 309464.7639

Longitud fina: 309980.0769

Latitud inicial 4193610.6575

Latitud final 4193691.2352

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 44

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Crataegus monogyna Jacq.

Tamarix sp.

Nerium oleander L.

Rubus sp.

Fraxinus angustifolia Vahl

Viburnum tinus L.

Salix sp.

Ficus carica L.

Populus nigra L.

Quercus ilex L.

Ailanthus altissima (Miller) Swingle

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Explotación minera

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erínosis	5	Oídio	2
Mosquito verde	0	Mildiu	1
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

El cauce se encuentra muy colonizado por la especie exótica *ailanthus altissima*.

CLAVE VID

14/Posadas/5

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio POSADAS
Provincia Córdoba
Nº de población 5

Longitud inicial 313286.273

Longitud final 310386.9578

Latitud inicial 4188557.3756

Latitud final 4190134.9979

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 12

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Ulmus minor Miller

Arundo donax L.

Populus nigra L.

Smilax aspera L.

Populus alba L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 14/Posadas/6

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio POSADAS
Provincia Córdoba
Nº de población 6

Longitud inicial 308101.1414

Longitud fina: 308099.704

Latitud inicial 4184420.5743

Latitud final 4184358.9236

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 10

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Celtis australis L.

Arundo donax L.

Populus alba L.

Pistacia lentiscus L.

Ulmus minor Miller

Rubus sp.

Ficus carica L.

Olea europaea L.

Bryonia cretica L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 3 Oídio 1

Mosquito verde	0	Mildiu	1
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID

14/Posadas/7

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio POSADAS

Provincia Córdoba

Nº de población 7

Longitud inicial 307924.137

Longitud final 307682.3678

Latitud inicial 4184177.9661

Latitud final 4184306.98

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 16

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Ulmus minor Miller

Bryonia cretica L.

Olea europaea L.

Arundo donax L.

Ficus carica L.

Populus alba L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 1 Oidio 1

Mosquito verde 0 Mildiu 1

CLAVE VID 14/Posadas/8

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio POSADAS
Provincia Córdoba
Nº de población 8

Longitud inicial 308159.4111 Longitud final 307738.4979
Latitud inicial 4184820.163 Latitud final 4184614.0905

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 9

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Ulmus minor</i> Miller	<i>Arundo donax</i> L.
<i>Populus alba</i> L.	<i>Tamarix</i> sp.
<i>Populus nigra</i> L.	

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Vías de comunicación

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	1
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 14/Villaviciosa/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio VILLAVICIOSA DE CORDOBA
Provincia Córdoba
Nº de población 1

Longitud inicial 325077.3629 Longitud final 324311.1177
Latitud inicial 4219384.0446 Latitud final 4216624.9301

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 15

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Crataegus monogyna</i> Jacq.	<i>Rubus</i> sp.
<i>Nerium oleander</i> L.	<i>Arundo donax</i> L.
<i>Populus alba</i> L.	<i>Rosa canina</i> L.
<i>Alnus glutinosa</i> (L.) Gaertner	<i>Bryonia cretica</i> L.
<i>Pinus pinea</i> L.	
<i>Fraxinus angustifolia</i> Vahl	

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3

Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

La mayor presencia de frutos se registra en el ápice de los racimos; muchos sarmientos muertos por oídio. Urge la necesidad de preservar algunos ejemplares de gran tamaño.

CLAVE VID 14/Villaviciosa/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio VILLAVICIOSA DE CORDOBA
Provincia Córdoba
Nº de población 2

Longitud inicial 313841.5296 Longitud final
Latitud inicial 4212940.5171 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 9

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Quercus rotundifolia</i> Lam.	<i>Ruscus aculeatus</i> L.
<i>Nerium oleander</i> L.	<i>Rosa canina</i> L.
<i>Eucalyptus globulus</i> Labill.	<i>Pistacia lentiscus</i> L.
<i>Salix</i> sp.	

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	1

CLAVE VID **14/Villaviciosa/3**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio VILLAVICIOSA DE CORDOBA
Provincia Córdoba
Nº de población 3

Longitud inicial 314224.2795 Longitud final 313200.608
Latitud inicial 4214751.4809 Latitud final 4214774.8794

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 15

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Olea europaea</i> L.	<i>Pistacia lentiscus</i> L.
<i>Fraxinus angustifolia</i> Vahl	<i>Rosa canina</i> L.
<i>Eucalyptus globulus</i> Labill.	<i>Smilax aspera</i> L.
<i>Arbutus unedo</i> L.	<i>Viburnum tinus</i> L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Ninguna	Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	1

Mosquito verde	0	Mildiu	
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID **18/Loja/1**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **LOJA**
Provincia **Granada**
Nº de población **1**

Longitud inicial **402926.53** Longitud final **403254.42**
Latitud inicial **4118615.21** Latitud final **4118175.84**

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **20**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Ulmus minor Miller
Fraxinus angustifolia Vahl
Crataegus monogyna Jacq.
Salix alba L.

FLORA ADYACENTE

Cornus sanguinea L. subsp. *sanguinea*
Silybum marianum (L.) Gaertner
Bryonia cretica L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Bueno**

AMENAZAS PRESENTES

Incendios

AMENAZAS POTENCIALES

Otros (indicar)

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	3

CLAVE VID 21/Almonte/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ALMONTE
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 197708.3857 Longitud final
Latitud inicial 4084838.9041 Latitud final

Posición Sobre arenosoies

Nº de pies de planta 5

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Pinus pinea L.

FLORA ADYACENTE

Daphne gnidium L.

Myrtus communis L.

Chamaerops humilis L.

Smilax aspera L.

Rubus sp.

Arundo donax L.

Pistacia lentiscus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Uso público, actividades deportivas

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis	1	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	7
Mosca blanca	0	Entrenudo	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID 21/Almonte/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ALMONTE
Provincia Huelva
Nº de población 2

Longitud inicial 197945.5856 Longitud final:
Latitud inicial 4085231.7742 Latitud final

Posición Sobre arenosoles

Nº de pies de planta 5

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Myrtus communis L.

Ficus carica L.

FLORA ADYACENTE

Daphne gnidium L.

Chamaerops humilis L.

Smilax aspera L.

Rubus sp.

Arundo donax L.

Pistacia lentiscus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 0 Oídio 0

Mosquito verde	1	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID 21/Almonte/3

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ALMONTE
Provincia Huelva
Nº de población 3

Longitud inicial 197987.2001 Longitud final 197903.4619
Latitud inicial 4086403.3189 Latitud final 4086838.4614

Posición Sobre arenosoles

Nº de pies de planta 5

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES	FLORA ADYACENTE
<i>Pistacia lentiscus</i> L.	<i>Arundo donax</i> L.
<i>Ficus carica</i> L.	<i>Rubus</i> sp.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES	AMENAZAS POTENCIALES
Predación	Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	0	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	7
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

CLAVE VID **21/Almonte/4**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **ALMONTE**
Provincia **Huelva**
Nº de población **4**

Longitud inicial **188656.3198**

Longitud final **186731.9786**

Latitud inicial **4114055.2173**

Latitud final **4115307.3605**

Posición **Sobre arenosoles**

Nº de pies de planta **23**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Nerium oleander L.

Arundo donax L.

Populus sp.

Rubus sp.

Salix sp.

Smilax aspera L.

Fraxinus angustifolia Vahl

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Bueno**

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera **0** **Nematodos** **0**

Erinosis **3** **Oídio** **1**

Mosquito verde **0** **Mildiu** **1**

Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
--------------	---	-----------------	---

Otros

5.- Observaciones.-

Algunas flores masculinas presentan seis estambres.

Mosquito verde	1	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

No es una mancha puntual. Es una ruta circular que acaba en el mismo punto.

CLAVE VID 21/Aracena/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ARACENA
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 270791.3004 Longitud final 280081.0263
Latitud inicial 4194196.4097 Latitud final 4193975.3753

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 8

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Crataegus monogyna Jacq.
Quercus rotundifolia Lam.

FLORA ADYACENTE

Rubus sp.
Hedera helix L.
Smilax aspera L.
Pteridium aquilinum (L.) Kuhn

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Otros (indicar)

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	3

Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID 21/Aroche/3

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio AROCHE
Provincia Huelva
Nº de población 3

Longitud inicial 148087.1113 Longitud final

Latitud inicial 4209977.022 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 27

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Quercus rotundifolia Lam.

Rubus sp.

Populus nigra L.

Retama sphaerocarpa (L.) Boiss.

Smilax aspera L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

corto

Otros

5.- Observaciones.-

En el puente que cruza la carretera hay plantas con síntomas causados por herbicidas.

CLAVE VID 21/Calañas/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CALAÑAS
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 155031.6583 Longitud final
Latitud inicial 4176100.8683 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 12

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Populus nigra L.

Rubus sp.

Nerium oleander L.

Smilax aspera L.

Ficus carica L.

Scirpus holoschoenus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 21/Cortegana/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CORTEGANA
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 160767.5079

Longitud final 160637.5927

Latitud inicial 4205548.3511

Latitud final 4205955.3206

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 4

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Populus nigra L.

Alnus glutinosa (L.) Gaertner

Quercus faginea Lam.

FLORA ADYACENTE

Smilax aspera L.

Nerium oleander L.

Rubus sp.

Hedera helix L.

Pteridium aquilinum (L.) Kuhn

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Malo

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Otros (indicar)

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	0

Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

61 RESISTENTE /

722. Sección 101010

84
801

CLAVE VID 21/Cumbres de San Bartolomé/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CUMBRES DE SAN BARTOLOME
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 167526.9096

Longitud final 167209.8081

Latitud inicial 4215927.287

Latitud final 4215940.226

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 9

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Salix sp.

Rubus sp.

Crataegus monogyna Jacq.

Hedera helix L.

Populus nigra L.

Smilax aspera L.

Fraxinus angustifolia Vahl

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Pastoreo

Ninguna

Uso de fitoquímicos

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	3

CLAVE VID 21/Encinasola/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ENCINASOLA
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 152745.563 Longitud final
Latitud inicial 4228005.6876 Latitud final

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 10

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Crataegus monogyna Jacq.

Rubus sp.

Populus nigra L.

Hedera helix L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Vías de comunicación

Polución del aire

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0

CLAVE VID 21/Fuenteheridos/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio FUENTEHERIDOS
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 178318.3093 Longitud final 178199.7867
Latitud inicial 4202090.7121 Latitud final 4202188.0199

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 11

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Populus nigra L.

Ficus carica L.

FLORA ADYACENTE

Pteridium aquilinum (L.) Kuhn

Hedera helix L.

Rubus sp.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Malo

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID

21/Rosal de la Frontera/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ROSAL DE LA FRONTERA
Provincia Huelva
Nº de población 1

Longitud inicial 136627.585

Longitud final: 136186.7855

Latitud inicial 4211374.919

Latitud final 4211363.6456

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 15

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Tamarix sp.

Populus nigra L.

Nerium oleander L.

Smilax aspera L.

Salix sp.

Rubus sp.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	1
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

Mosca blanca	0	Entrenado corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Se han perdido varios pies de planta por obras en una fuente

CLAVE VID **23/Guarromán/2**

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **GUARROMAN**
Provincia **Jaén**
Nº de población **2**

Longitud inicial **426012.5744** Longitud final **425543.4913**
Latitud inicial **4215405.4225** Latitud final **4214731.5537**

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **13**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Fraxinus angustifolia Vahl

Rubus sp.

Nerium oleander L.

Hedera helix L.

Tamarix sp.

Smilax aspera L.

Populus nigra L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Regular**

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua

Ninguna

Uso público, actividades deportivas

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	3

Mosca blanca	0	Entrenudo	0
		corto	
Otros			

5.- Observaciones.-

Las uvas de esta población se empleaban para la fabricación casera de vinagre.

CLAVE VID 23/La Iruela/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio IRUELA (LA)
Provincia Jaén
Nº de población 1

Longitud inicial 514571.24
Latitud inicial 4205275.17

Longitud final 511736.61
Latitud final 4207478.89

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 12

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Pinus pinaster Aiton

Smilax aspera L.

Pinus nigra Arnold subsp. *laricio* (Poiret) Maire

Ficus carica L.

Buxus sempervirens L.

Pistacia terebinthus L.

Pistacia lentiscus L.

Arbutus unedo L.

Ailanthus altissima (Miller) Swingle

Cornus sanguinea L. subsp. *sanguinea*

Pinguicula vallisnerifolia Webb

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Hibridación

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oidio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros	Nivel bajo de acariosis		

5.- Observaciones.-

Portainjertos y algunas viníferas europeas asilvestradas.

CLAVE VID 23/La iruela/2

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio IRUELA (LA)
Provincia Jaén
Nº de población 2

Longitud inicial 507201.5421 Longitud fina: 506802.2451
Latitud inicial 4201024.2501 Latitud final 4200674.2145

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 5

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Pistacia terebinthus L.

Hedera helix L.

Pteridium aquilinum (L.) Kuhn

Rubus sp.

Fraxinus angustifolia Vahl

Hypericum perforatum L.

Populus nigra L.

Ficus carica L.

Crataegus monogyna Jacq.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Hibridación

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	1	Oídio	0

Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0
Otros	Nivel bajo de acariosis		

5.- Observaciones.-

CLAVE VID

23/Santa Elena/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **SANTA ELENA**
Provincia **Jaén**
Nº de población **1**

Longitud inicial **455973.2352**

Longitud final **452064.7599**

Latitud inicial **4250080.4007**

Latitud final **4245509.8958**

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **60**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Populus nigra L.

Rubus sp.

Fraxinus angustifolia Vahl

Ruscus aculeatus L.

Nerium oleander L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Regular**

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Vías de comunicación

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 **Nematodos** 0

Erinosis 3 **Oídio** 3

Mosquito verde 1 **Mildiu** 3

CLAVE VID

23/Santiago-Pontones/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio SANTIAGO-PONTONES
Provincia Jaén
Nº de población 1

Longitud inicial 511095.51

Longitud final 514819.05

Latitud inicial 4207060.41

Latitud final 4212382.41

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 10

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Fraxinus angustifolia Vahl

Daphne gnidium L.

Quercus faginea Lam.

Tamarix africana Poiret

Populus nigra L.

Rubus sp.

Crataegus monogyna Jacq.

Rosa sempervirens L.

Ficus carica L.

Smilax aspera L.

Ligustrum vulgare L.

Pistacia lentiscus L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Hibridación

Transformación de cursos de agua

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera

0

Nematodos

0

Erinosis	3	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	5
Mosca blanca	0	Entrenudo	0
Otros	Nivel bajo de acariosis		

5.- Observaciones.-

Existen varios portainjertos de origen americano asilvestrados.

CLAVE VID

23/Santo Tomé/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio SANTO TOME

Provincia Jaén

Nº de población 1

Longitud inicial 512087.30

Longitud final -

Latitud inicial 4207542.63

Latitud final -

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 3

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Pinus pinaster Aiton

Smilax aspera L.

Pinus nigra Arnold subsp. *laricio* (Poiret) Maire

Pistacia lentiscus L.

Ficus carica L.

Buxus sempervirens L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Hibridación

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 1 Oídio 0

Mosquito verde 0 Mildiu 3

CLAVE VID 29/Antequera/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio ANTEQUERA
Provincia Málaga
Nº de población 1

Longitud inicial 371176.2213 Longitud final 371152.5348
Latitud inicial 4087996.6694 Latitud final 4091326.1464

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 12

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Celtis australis L.

Hedera helix L.

Ulmus minor Miller

Rubus sp.

Foeniculum vulgare Miller subsp. *piperitum*

Bryonia cretica L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Malo

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua

Ninguna

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	3

Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Existen en la zona algunas vides escapadas de cultivo. Esta zona ha sufrido dos incendios en los últimos diez años.

CLAVE VID 29/EI Burgo/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio EI BURGO
Provincia Málaga
Nº de población 1

Longitud inicial 324626.6993 Longitud final 328178.5942
Latitud inicial 4072797.3024 Latitud final 4074297.4904

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 8

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Celtis australis L.
Ulmus minor Miller

FLORA ADYACENTE

Hedera helix L.
Rubus sp.
Foeniculum vulgare Miller subsp. *piperitum*
Bryonia cretica L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Malo

AMENAZAS PRESENTES

Transformación de cursos de agua
Incendios

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	3

CLAVE VID

29/Ronda/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio **RONDA**

Provincia **Málaga**

Nº de población **1**

Longitud inicial **300251.9742**

Longitud final **300252.6956**

Latitud inicial **4073117.1024**

Latitud final **4073147.9262**

Posición **Aluvial**

Nº de pies de planta **5**

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Celtis australis L.

Hedera helix L.

Ulmus minor Miller

Rubus sp.

Foeniculum vulgare Miller subsp. *piperitum*

Bryonia cretica L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación **Malo**

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Transformación de cursos de agua

Ninguna

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 **Nematodos** 0

Erinosis 3 **Oídio** 3

Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

CLAVE VID 41/Castilblanco de los Arroyos/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CASTIBLANCO DE LOS ARROYOS
Provincia Sevilla
Nº de población 1

Longitud inicial 244929.7173

Longitud final 244539.7667

Latitud inicial 4178205.3696

Latitud final 4178279.1543

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 18

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Olea europaea L.

Rubus sp.

Nerium oleander L.

Phlomis purpurea L.

Smilax aspera L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Embalses

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	3	Oídio	3
Mosquito verde	0	Mildiu	3
Mosca blanca	0	Entrenudo	0

CLAVE VID 41/Gazalla de la Sierra/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CAZALLA DE LA SIERRA
Provincia Sevilla
Nº de población 1

Longitud inicial 262280.9331 Longitud final 265309.1922
Latitud inicial 4201784.3239 Latitud final 4206818.7439

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 55

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Foeniculum vulgare Miller subsp. *piperitum*

Rosa canina L.

Ulmus minor Miller

Smilax aspera L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Ninguna

Ninguna

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera	0	Nematodos	0
Erinosis	0	Oídio	0
Mosquito verde	0	Mildiu	0
Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

CLAVE VID 41/EI Castillo de las Guardas/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio CASTILLO DE LAS GUARDAS (EL)
Provincia Sevilla
Nº de población 1

Longitud inicial 208086.5398 Longitud final 208015.2401
Latitud inicial 4179241.7877 Latitud final 4179306.0536

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 11

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

FLORA ADYACENTE

Salix sp.

Rubus sp.

Crataegus monogyna Jacq.

Smilax aspera L.

Hedera helix L.

Nerium oleander L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

AMENAZAS POTENCIALES

Pastoreo

Incendios

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 3 Oídio 3

Mosquito verde 0 Mildiu 3

corto

Otros

5.- Observaciones.-

El ejemplar femenino tiene las hojas de tamaño muy pequeño.
Existen varias viníferas y portainjertos asilvestrados. Muchos de los ejemplares silvestres están ramoneados por el ganado.

CLAVE VID 41/Guillena/1

1.-Localización y cartografiado.-

Municipio GUILLENA
Provincia Sevilla
Nº de población 1

Longitud inicial 221503.395

Longitud final 220459.3272

Latitud inicial 4172789.8104

Latitud final 4173843.6511

Posición Aluvial

Nº de pies de planta 11

2.- Principales tutores y flora adyacente.-

TUTORES

Quercus rotundifolia Lam.

Quercus suber L.

Eucalyptus globulus Labill.

Nerium oleander L.

FLORA ADYACENTE

Rubus sp.

Smilax aspera L.

Pistacia lentiscus L.

Ficus carica L.

3.- Estado de conservación y amenazas.-

Estado de conservación Regular

AMENAZAS PRESENTES

Ninguna

AMENAZAS POTENCIALES

Embalses

4.- Principales plagas y enfermedades.-

Filoxera 0 Nematodos 0

Erinosis 3 Oídio 1

Mosquito verde 0 Mildiu 3

Mosca blanca	0	Entrenudo corto	0
Otros			

5.- Observaciones.-

Existe una planta femenina con síntomas aparentes de entrenudo corto.

Mosca blanca

0

Entrenado corto

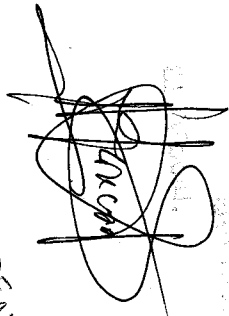

0

Otros



5.- Observaciones.-

ANTONIO GALLARDO CAND
CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS Y SINTOMAS DE LAS POBLACIONES DE
VID SUVESTAE, Vitis vinifera L. subsp. sylvatica (CHELIN) HEGI EN
ANDALUCIA. ESTADÍSTICAS DE PRODUCCIÓN Y CONSERVACIÓN


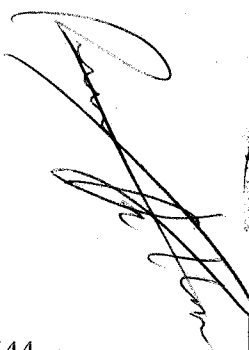
1a


El PRESIDENTE


15


El SECRETARIO


DICIEMBRE


Rodríguez


2005