

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

**EFFECTO DE LA ELIMINACIÓN DE LAS
APLICACIONES DE FUNGICIDAS PARA EL
CONTROL DE SARNÁ DEL MANZANO
(*Venturia inaequalis*) Y OTRAS
ENFERMEDADES, EN VARIEDADES DE
MANZANOS TARDÍAS**

POR:

**CASCO MILA, María Noelia
CONDE INNAMORATO, Ana Paula**

**TESIS presentada como uno de
los requisitos para obtener el
título de Ingeniero Agrónomo**

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2005**

Tesis aprobada por:

Director:
Nombre completo y firma

.....
Nombre completo y firma

.....
Nombre completo y firma

Fecha:

Autor:
Nombre completo y firma

.....
Nombre completo y firma

AGRADECIMIENTOS

A nuestros padres: Néstor, Carmita, Oscar y Sylvia; hermanos: Canela y Enzo, y a Manuel; por acompañarnos, animándonos en toda la carrera, confiando en nosotras y ayudándonos a ser quienes somos.

A nuestros amigos y familiares por estar siempre a nuestro lado.

Al Ing. Agr. Pedro Mondino y la Ing. Agr. Carolina Leoni por enseñarnos y aconsejarnos en todo momento. Por darnos la oportunidad de crecer junto a ellos profesional y personalmente, gracias.

A la Ing. Agr. Vivienne Gepp por el tiempo dedicado y el apoyo brindado durante el desarrollo de este trabajo.

A la Ing. Agr. Sandra Alaníz por ayudarnos en las diferentes etapas de esta tesis, compartiendo su experiencia y conocimiento con nosotras.

A los productores: Elzaurdía, Rodríguez Maestro, establecimiento Mi Granja, y a Pigato Hnos. por apostar y contribuir con la investigación nacional, brindándonos su total disposición y confianza.

2.3.2.3.2	<i>Botryosphaeria obtusa</i>	56
2.3.2.4	Ciclo de la enfermedad	57
2.3.2.5	Manejo de la enfermedad	58
2.3.3	PODREDUMBRE AMARGA EN MANZANAS	59
2.3.3.1	Importancia de la enfermedad	59
2.3.3.2	Organismo Causal	59
2.3.3.3	Síntomas.....	60
2.3.3.4	Ciclo de la Enfermedad	61
2.3.3.5	Manejo de la enfermedad	63
3	<u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	64
3.1	DESCRIPCIÓN DE LOS MONTES	64
3.2	VARIEDADES EMPLEADAS EN EL EXPERIMENTO.....	65
3.3	DISEÑO DEL EXPERIMENTO	67
3.4	EVALUACIONES	68
3.4.1	Sarna en fruta	68
3.4.2	Sarna en hojas	69
3.4.3	Sarna en poscosecha	69
3.4.4	Podredumbres en fruta	69
3.5	ANÁLISIS ESTADÍSTICO	70
4	<u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u>	72
4.1	SARNA EN HOJA	72
4.2	SARNA EN FRUTO	75
4.3	PODREDUMBRES EN FRUTOS	77
5	<u>CONCLUSIONES</u>	84
6	<u>RESUMEN</u>	85
7	<u>SUMMARY...</u>	86
8	<u>BIBLIOGRAFÍA</u>	87
9	<u>ANEXOS</u>	95

<u>LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES</u>	Página
<u>Cuadro 1:</u> Distribución de la superficie plantada de manzanos según continente.	11
<u>Cuadro 2:</u> Producción de manzanas en toneladas, según continente	12
<u>Cuadro 3:</u> Principales países productores de manzana y volumen de producción en toneladas.....	12
<u>Cuadro 4:</u> Distribución porcentual de los principales grupos de variedades en el año 2000, según países o regiones.	13
<u>Cuadro 5:</u> Principales países importadores y exportadores de manzana en el período 1998/2000.....	15
<u>Cuadro 6:</u> Número de productores, superficie total, superficie regada, número de plantas y producción, según tamaño de plantación.	16
<u>Cuadro 7:</u> Evolución del número de plantas en el período 2001-2004, según variedades del manzano.....	18
<u>Cuadro 8:</u> Superficie, plantas en producción, producción y productividad según variedades.	19
<u>Cuadro 9:</u> Determinación de la Descarga Potencial de Ascosporas (DPA) y manejo del monte, sugerido para el control de Sarna del manzano.	48
<u>Cuadro 10:</u> Descripción de los cuadros de manzanos evaluados durante la temporada 2003-2004.	64
<u>Cuadro 11:</u> Períodos cubiertos con fungicidas según cada tratamiento.	68
<u>Cuadro 12:</u> Incidencia de Sarna (<i>Venturia inaequalis</i>) en hoja para los diferentes tratamientos y momentos de evaluación, en cada predio.	72
<u>Cuadro 13:</u> Comparación de los tratamientos en Libertad, para los diferentes momentos de evaluación, para la variable Hojas con Sarna/ Hojas totales.	73
<u>Cuadro 14:</u> Comparación de los tratamientos en Melilla, para los diferentes momentos de evaluación para la variable Hojas con Sarna/ Hojas totales.	74
<u>Cuadro 15:</u> Comparación de los tratamientos en Kiyú, para los diferentes momentos de evaluación, para la variable Hojas con Sarna/ Hojas totales.	74
<u>Cuadro 16:</u> Incidencia de Sarna (<i>Venturia inaequalis</i>) en fruto para los diferentes tratamientos y momentos de evaluación, en cada predio.	76
<u>Cuadro 17:</u> Incidencia de podredumbres en fruto para los diferentes tratamientos y momentos de evaluación, en cada predio.	78
<u>Cuadro 18:</u> Comparación de los tratamientos en cosecha y poscosecha en Libertad, Melilla y Kiyú, para la variable Fruto podridos/ Fruto totales.....	79
<u>Cuadro 19:</u> Proporción de podredumbres a cosecha, discriminadas según género.....	79
<u>Cuadro 20:</u> Proporción de podredumbres luego de conservación, discriminadas según género.	80
<u>Cuadro 21:</u> Tabla de Mill's, modificado por Jones.	95

Cuadro 22: Clave de algunas especies de <i>Botryosphaeria</i> , empleada para la identificación en el laboratorio.	96
Cuadro 23: Reporte de aplicaciones del predio en Kiyú, variedad Granny Smith	97
Cuadro 24: Reporte de aplicaciones del predio en Libertad	99
Cuadro 25: Reporte de aplicaciones del en Melilla	99
Cuadro 26: Precipitaciones y Temperatura Media en Kiyú, para el período 2003-2004.....	101
Cuadro 27: Precipitaciones y Temperatura Media en Libertad, para el período 2003-2004	103
Cuadro 28: Precipitaciones y Temperatura Media en Melilla, para el período 2003-2004.....	105
Figura 1: (A) Estructuras reproductivas de <i>Venturia inaequalis</i> . Pseudotecios con ascosporas. (B) Ascospora de <i>Venturia inaequalis</i>	22
Figura 2: Conidios de <i>Spilocaea pomi</i>	23
Figura 3: (A) Lesiones iniciales de Sarna en hoja. (B) Lesiones maduras que se tornan negras debido a la esporulación del hongo.	25
Figura 4: (A) Síntomas iniciales en fruto. (B) Costras sobre frutos de la variedad Granny Smith (C) Costra y rajado en frutos.	26
Figura 5: Infecciones latentes. La fruta ingresa sin síntomas al almacenamiento en frío y al salir de cámara se observan pequeñas manchas negras esporuladas.....	27
Figura 6: Ciclo de la Sarna del manzano causado por <i>Venturia inaequalis</i>	28
Figura 7 : Efecto del período de mojado a 15°C en infecciones en frutos de manzano por <i>Venturia inaequalis</i> en diferentes momentos, luego de plena floración	36
Figura 8: Conidios de <i>D.mali</i>	52
Figura 9: Conidios de <i>Sphaeropsis malorum</i>	53
Figura 10: (A) Síntoma inicial; (B) Color marrón claro a ceniciento que toma el fruto; (C) Exudado meloso de los frutos; (D) Avance en profundidad de la podredumbre; (E) Fruto momificado.	55
Figura 11: (A) Color marrón claro toma el fruto; (B) Avance en profundidad de la podredumbre; (C) Fruto momificado.	56
Figura 12: (A) Síntoma en fruto de <i>Alternaria</i> spp. (B) Corte transversal (C) Crecimiento de la colonia en PDA.	81
Figura 13: (A) Síntomas en fruto de <i>Colletotrichum</i> spp. (B) Corte transversal (C) Crecimiento de la colonia en PDA.....	82
Figura 14: (A) Síntomas en fruto de <i>Botryosphaeria</i> spp. (B) Corte transversal (C) Crecimiento de la colonia en PDA.....	83
Figura 15: Precipitaciones y Temperatura Media – Kiyú (2003-2004)	102
Figura 16: Precipitaciones y Temperatura Media – Libertad (2003-2004)	104
Figura 17: Precipitaciones y Temperatura Media – Melilla (2003-2004)	106

1 INTRODUCCIÓN

El cultivo de manzano representa el 50% del área dedicada a la producción de frutales de hoja caduca en Uruguay y aporta el 50% del VBP frutícola. Según datos del MGAP-DIEA (2004) de acuerdo a la estimación realizada por el Banco Central del Uruguay, la producción frutícola aportó 1,4% del VBP Agropecuario total.

Las variedades evaluadas en este ensayo, Granny Smith y Cripps Pink - Pink LadyTM, son de recolección tardía (Abril). Granny Smith es la variedad más usada como polinizadora en Uruguay y representa el 12,4% de la superficie total y aproximadamente un 20% de la producción total del cultivo de manzano. La variedad Cripps Pink-Pink LadyTM introducida recientemente (1999) aparece como una opción promisorio para la exportación hacia mercados exigentes.

La Sarna del manzano (*Venturia inaequalis*) es la enfermedad principal del cultivo en la mayoría de las regiones productoras, principalmente en aquellas zonas que presentan primaveras y veranos con condiciones predisponentes para el desarrollo de la misma (alta humedad relativa y temperaturas moderadas). En Uruguay es la enfermedad clave del cultivo, principalmente porque se dan las condiciones ambientales favorables para su desarrollo y por la susceptibilidad de las variedades empleadas en la producción comercial. Es una enfermedad que afecta todos los órganos verdes de la planta y puede provocar graves daños en fruta afectando su calidad comercial.

Venturia inaequalis presenta un período de infecciones primarias desde inicio de brotación hasta fin de la descarga de ascosporas (principios de Diciembre) y otro de infecciones secundarias que se continúan hasta caída de hojas. A medida que el fruto se va desarrollando el tejido se vuelve menos

susceptible y requiere mayor cantidad de horas de fruto mojado para que se produzcan infecciones por Sarna (Schwabe *et al.*, 1984; MacHardy, 1996).

Durante el verano, en condiciones de producción de manzanas en Uruguay, es poco probable que ocurran períodos de infección de *Venturia inaequalis* demostrado por Alaniz *et al.* (2003) para variedades tempranas y de estación. Sin embargo en otoño, período en que se cosechan variedades de ciclo largo, podrían ocurrir períodos de infección en frutos resultando en lesiones asintomáticas que se manifiestan en el almacenamiento (MacHardy, 1996).

Por temporada se hacen en promedio 14 a 16 aplicaciones tan solo para Sarna y en algunos casos se superan las 20 intervenciones, lo que significa que altos volúmenes de fungicidas son volcados al ambiente con un impacto ambiental negativo (Alaniz *et al.*, 2003). La tendencia mundial es producir bajo sistemas que apuntan a minimizar el uso de químicos con el fin de reducir la contaminación del producto final y el ambiente, minimizar los riesgos en la salud del consumidor y del operario, así como disminuir el impacto económico y cumplir con las exigencias del mercado.

Para contribuir con esta forma de producción se investigó el impacto de eliminar algunas aplicaciones de fungicidas dirigidas al control de la Sarna del manzano durante el verano y su efecto en el desarrollo de “Enfermedades de Verano” causadas por *Botryosphaeria* spp., *Alternaria* spp. y *Colletotrichum* spp., entre otros, tanto a campo como en el almacenamiento.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo General

Contribuir al conocimiento que permita reducir el uso de fungicidas en la producción de manzana en Uruguay, minimizando de ese modo los costos de producción y el impacto sobre la salud de aplicadores y consumidores, y sobre el ambiente.

1.1.2 Objetivos Específicos

Estudiar el comportamiento de las variedades de ciclo largo (cosecha Abril) durante el período de infecciones secundarias de *Venturia inaequalis*.

Estudiar el efecto de la eliminación de las aplicaciones de fungicidas durante el verano sobre las “Enfermedades de Verano”, en variedades de ciclo largo.

2 REVISIÓN BIBLIOGRAFICA

2.1 **IMPORTANCIA DE LA PRODUCCIÓN DEL MANZANO A NIVEL MUNDIAL**

La mayoría de las plantaciones de manzanos se distribuyen entre los 30 a 50 grados de latitud Norte y 30 a 40 grados de latitud Sur (Giaciniti, 2002). Según datos de la FAO (2004) la superficie mundial es de 5.280.638 hectáreas, siendo Asia el continente que presenta mayor superficie (60,35%) seguido por Europa, América del Norte, América del Sur, África y Oceanía (Cuadro 1).

Cuadro 1: Distribución de la superficie plantada de manzanos según continente.

Continentes	Superficie (has)	%
Asia	3.186.150	60,35
Europa	1.526.748	28,9
América del Norte y América Central	249.009	4,71
América del sur	127.741	2,43
África	145.390	2,75
Oceanía	45.600	0,86

Fuente: FAO, 2004

La producción mundial para el año 2004 fue de 59 millones de toneladas y presenta una tasa de crecimiento de 4,1% anual. El 92% de la producción total proviene del hemisferio Norte, donde Asia produce aproximadamente el 53% de la misma. El 8% restante procede del hemisferio Sur, concentrándose principalmente en América del Sur (6%) (Cuadro 2) (FAO, 2004).

Cuadro 2: Producción de manzanas en toneladas, según continente

Continente	Producción (ton)	%
Asia	30.649.000	51,9
Europa	17.048.115	28,9
América del Norte y América Central	5.206.228	8,8
América del sur	3.565.307	6,04
África	1.714.420	2,9
Oceanía	876.072	1,48
TOTAL	59.059.142	100

Fuente: FAO, 2004

El principal productor mundial de manzanas es China con 20 millones de toneladas por año seguido por Estados Unidos con aproximadamente 4,3 millones de toneladas (Cuadro 3) (FAO, 2004).

Cuadro 3: Principales países productores de manzana y volumen de producción en toneladas.

Países	Producción (ton)
China	20.503.000
Estados Unidos	4.290.490
Polonia	2.500.000
Francia	2.400.000
Turquía	2.300.000
Irán	2.350.000
Italia	2.012.000
Federación Rusa	1.900.000
Alemania	1.600.000
India	1.470.000
Argentina	1.262.444
Chile	1.100.000
Brasil	977.863
Uruguay	72.000

Fuente: FAO, 2004

Al analizar la evolución de la producción mundial según variedades se destaca el incremento en importancia de variedades con elevado potencial

agronómico y comercial y de alta calidad gustativa. Las más destacadas son las de tipo bicolor como Fuji, Gala, Braeburn y Cripps Pink-Pink LadyTM. Este incremento va acompañado de la disminución de los grupos tradicionales como Golden, Red Delicious y Granny Smith (Cuadro 4) (Iglesias, 2002).

La situación varietal a nivel mundial ha mostrado una evolución importante, que ha permitido tener en la actualidad un amplio espectro de variedades que posibilitan cubrir diferentes épocas de recolección. A su vez aportan una amplia gama de características organolépticas (color, sabor, acidez, textura) que se adaptan a las diferentes exigencias de mercado. A pesar de la oferta varietal existente, las principales regiones productoras explotan pocas variedades y sólo cuatro grupos varietales aportan más del 70% de la producción mundial de manzana (Iglesias y Carbó, 2002).

Cuadro 4: Distribución porcentual de los principales grupos de variedades en el año 2000, según países o regiones.

País	Variedad (%)						
	Golden	Red Delicious	Gala	Granny Smith	Fuji	Braeburn	Otras
China	8	12	10		49		21
Japón		6			61		33
Unión Europea	36	10	9	5	1	2	37
EUA	14	37	4	7	6		32
Nueva Zelanda		1	36	3	8	43	9
Brasil			46		42		12
Chile		30	17	44		3	6
Argentina		73	3	17			7
Sudáfrica	27	26	10	33			4

Fuente: Iglesias y Carbó, 2002

A partir de 1995 surge una nueva modalidad para el lanzamiento de nuevas variedades; los grupos o clubes, con el fin de proteger los derechos de los

obtentores, además de las fases de producción y comercialización. Esto favoreció la realización de acuerdos entre todas las partes implicadas (viveristas, productores, operadores comerciales) con el objetivo de lanzar en exclusiva variedades con características innovadoras o diferenciales a las ya existentes. Esta fórmula controla la oferta (superficie plantada) y la ajusta a la demanda, controla las normas técnicas de producción, define los requisitos del producto (aspecto exterior, parámetros de calidad interna) y establece una política común de marketing y comercialización (campañas publicitarias, tipo de embalaje, períodos y lugares de venta). La primera variedad lanzada bajo la fórmula de club en Europa fue Pink LadyTM, a mediados de la década del 90 (Iglesias y Carbó, 2002).

La manzana ocupa el primer lugar respecto a volúmenes importados/exportados, comparado con otras frutas. Los volúmenes se han ido incrementando en los últimos años, para el período 1998-2000 el total mundial exportado fue de aproximadamente 5,3 millones de toneladas. Para igual período Francia fue el principal exportador con 777 mil toneladas, seguido por Estados Unidos, Italia y Chile (Cuadro 5). El principal importador mundial de manzana es Alemania, seguido por Gran Bretaña, Holanda y Rusia (Cuadro 5) (Giacinti, 2002).

Cuadro 5: Principales países importadores y exportadores de manzana en el período 1998/2000.

IMPORTACIÓN		EXPORTACIÓN	
PAÍS	Volumen (Miles ton)	PAÍS	Volumen (Miles ton)
Alemania	705	Francia	777
Gran Bretaña	445	Estados Unidos	628
Holanda	267	Italia	563
Rusia Fed.	240	Chile	504
Bélgica y Luxemburgo	227	Bélgica y Luxemburgo	365
España	191	Holanda	353
Taiwan	160	Nueva Zelanda	343
Estados Unidos	157	Sudáfrica	244
México	135	China	229
Austria	134	Argentina	180
Canadá	116	Polonia	176
Arabia Saudita	107	Irán	162
Francia	91	Canadá	66
Hong Kong	88	Alemania	63
Suecia	86	España	60
Suma Parcial	3.149	Suma Parcial	4.712
(%)	(68,7%)	(%)	(90%)
Total Mundial	4.581	Total Mundial	5.221
(%)	(100%)	(%)	(100%)

Giacinti, 2002

2.2 IMPORTANCIA DE LA PRODUCCIÓN DE MANZANA EN URUGUAY

La superficie dedicada al cultivo de frutales de hoja caduca en Uruguay es de 7230 hectáreas (MGAP-DIEA, 2004), repartidas principalmente entre el manzano con 3595 hectáreas, el duraznero con 1826 hectáreas y el peral con 984 hectáreas.

Las plantaciones de manzano se concentran principalmente en Canelones, Montevideo y San José, esto se debe en parte a que los requerimientos de frío

que presentan la mayoría de las variedades del manzano limitan la producción a la zona sur del país.

Las 3595 hectáreas se distribuyen entre 794 productores y la producción tiende a concentrarse en las explotaciones de mayor tamaño. Según datos de la zafra 2003-2004, 224 explotaciones acumulan el 78% de las existencias totales, y el restante 22% está distribuido entre los 570 productores (Cuadro 6) (MGAP-DIEA, 2004)

Cuadro 6: Número de productores, superficie total, superficie regada, número de plantas y producción, según tamaño de plantación.

Tamaño de plantación (N° de plantas)	Productores (N°)	Superficie de manzana			Plantas		Producción (ton)	Productividad	
		Total (ha)	Con riego		Totales (miles)	En producción (miles)		Ton/ha _{1/}	Kg/pl. _{2/}
			ha	%					
TOTAL	794	3595	1662	46	2606	2102	66744	21	32
< de 1.000	316	238	29	12	137	127	2.572	11	20
1.001-3.000	254	744	182	24	438	387	12206	17	32
3.001-5.000	91	514	187	36	358	300	9.512	20	32
5.001- 10.000	84	776	342	44	555	408	16266	24	40
10.001-20.000	34	608	370	61	457	382	10802	20	28
> de 20.000	15	715	552	77	660	498	15386	25	31

Fuente: MGAP-DIEA, 2004

^{1/}Producción/Superficie en producción

^{2/}Producción/Plantas en producción

La proporción de manzana regada aumenta a medida que se incrementa la escala de tamaño, la superficie estimada para el año 2003-2004 fue de 46% del área total.

Según datos de MGAP-DIEA (2004), de acuerdo a las estimaciones del Banco Central del Uruguay, la producción de frutales de hoja caduca aportó en el año 2003 el 1,4% del VBP agropecuario total. El cultivo de manzano aporta el

50% del valor Bruto de Producción Frutícola (No incluye producción cítrica). La producción estimada para la zafra 2003-2004 fue de 66.744 toneladas de manzanas.

La producción por hectárea (productividad) tiende a ser mayor en los establecimientos de mayor superficie, los que generalmente acceden a tecnologías más adecuadas. En el manzano el rendimiento promedio obtenido en plantaciones viejas es de 20 toneladas por hectárea, mientras que en sistemas más intensivos de plantación se alcanzan las 35 a 40 toneladas por hectárea (Iglesias *et al.*, 2003).

El número de plantas de manzana ha crecido durante los últimos años, esto ha sido acompañado por un cambio gradual de la estructura varietal, lo que acompaña la tendencia de la evolución varietal a nivel mundial. Las nuevas variedades han sido adoptadas por los productores bajo sistemas más intensivos, que incluyen como características principales: mayores densidades de plantación, rendimientos elevados, sistemas de conducción tipo eje central, portainjertos enanizantes, plantas preformadas, tecnologías que apuntan a la precocidad, productividad y calidad comercial de la fruta (Iglesias *et al.*, 2003).

El crecimiento en existencias totales se debe al aumento de las variedades de aceptación en el mercado externo, como las variedades de los grupos Fuji y Gala, disminuyendo la plantación de las variedades de consumo tradicionales como las del Grupo Red Delicious (Cuadro 7) (MGAP-DIEA, 2004).

Cuadro 7: Evolución del número de plantas en el período 2001-2004, según variedades del manzano.

Variedades	2001		2002		2003		2004	
	Plantas		Plantas		Plantas		Plantas	
	Miles	%	Miles	%	Miles	%	Miles	%
TOTAL	2.289	100	2.353	100	2.478	100,0	2.606	100,0
Red Delicious	516	22,5	539	22,9	519	20,9	452	17,3
Red Chief	308	13,5	361	15,3	380	15,3	374	14,3
Top Red	325	14,2	384	16,3	382	15,4	318	12,2
Early Red One	---	---	---	---	131	5,3	197	7,6
Red Spur	124	5,4	120	5,1	118	4,8	110	4,2
Royal Red	138	6,0	56	2,4	57	2,3	55	2,1
Royal Gala	173	7,6	218	9,3	228	9,2	264	10,1
Mondial Gala	---	---	---	---	19	0,8	92	3,5
Brasil Gala	---	---	---	---	12	0,5	39	1,5
Fuji	53	2,3	88	3,7	115	4,6	152	5,8
Mollie's Delicious	52	2,3	40	1,7	39	1,6	35	1,3
Granny Smith	352	15,4	276	11,7	290	11,7	276	10,6
Cripps Pink-Pink Lady TM	---	---	---	---	28	1,1	34	1,3
Otras ^{1/}	194	8,4	181	7,7	159	6,4	209	8,0

Fuente: MGAP-DIEA, 2004

^{1/} Incluye variedades con menos de 30 mil plantas en el 2004

La superficie porcentual ocupada por las diferentes variedades de manzanos, según datos 2004 (MGAP-DIEA) muestra un predominio de las variedades rojas como la Red Delicious, Top Red y Red Chief. Esto se asocia al gusto de los consumidores y el desarrollo histórico del cultivo hacia el mercado interno (Gabard, 2003). Siguen en importancia la variedad Granny Smith con aproximadamente el 12% del área y 19% de la producción total (Cuadro 8).

Cuadro 8: Superficie, plantas en producción, producción y productividad según variedades.

Variedades	Superficie actual		Plantas en producción	Producción		Productividad	
	ha	%		ton	%	ton/ha ₂	kg/planta ₃
TOTAL	3.595	100,0	2.102	66.744	100	21	32
Red Delicious	880	24,5	447	12.676	18,9	15	28
Red Chief	454	12,6	348	11.563	17,3	27	33
Top Red	622	17,3	313	12.174	18,2	20	39
Early Red One	169	4,7	63	803	1,2	13	13
Red Spur	188	5,2	110	4.249	6,4	23	39
Royal Red	124	3,4	45	1.525	2,3	13	34
Royal Gala	239	6,7	209	4.657	6,9	24	22
Mondial Gala	47	1,3	20	360	0,5	35	18
Brasil Gala	20	0,6	19	223	0,3	23	12
Fuji	113	3,1	99	1.119	1,7	14	11
Mollie's Delicious	66	1,8	35	1.303	1,9	20	38
Granny Smith	447	12,4	265	12.954	19,4	30	49
Cripps Pink-Pink Lady TM	22	0,6	29	522	0,9	27	18
Otras ¹	204	5,7	100	2.615	3,9	19	26

Fuente: Adaptado de MGAP-DIEA, 2004

^{1/}Incluye variedades con menos de 30 mil plantas en el 2004

^{2/}Producción/Superficie en producción

^{3/} Producción/ Plantas en producción

El principal objetivo de la producción es la conservación frigorífica lo que posibilita una flexibilidad de mercado y su venta durante todo el año. El destino principal de la producción de manzana es el mercado interno, mayormente destinado al consumo en fresco (82%), con un consumo de 15Kg/habitante/año. La industria alimenticia absorbe un 10% y el restante 8% va a la exportación. Los principales destinos son Brasil, la Unión Europea y Estados Unidos (Gabard, 2003; Iglesias *et al*, 2003).

Dado el manejo sanitario que demanda el cultivo de manzana los productores deben contar con maquinaria apropiada (tractor, atomizadoras) y

grandes volúmenes de productos lo que implica un alto uso de capital así como un alto costo (Mondino y Leoni, 2005).

2.3 ENFERMEDADES DEL CULTIVO DE MANZANO EN URUGUAY

El cultivo del manzano es afectado por diferentes enfermedades, siendo las más frecuentes las provocadas por hongos fitopatógenos. Las enfermedades que se encuentran durante la etapa del cultivo, según Mondino (2005) son:

- Sarna del manzano (*Venturia inaequalis*), enfermedad clave en nuestro país debido a los daños que ocasiona en fruta.
- Oidio (*Oidium farinosum* Cooke), el daño se produce al disminuir o detener el crecimiento de los árboles por afectar ramas, yemas y hojas; así como flores y frutos.
- “Enfermedades de Verano”: Podredumbre Amarga (*Colletotrichum* spp.), Podredumbre Negra (*Botryosphaeria dothidea*) y Podredumbre Blanca (*Botryosphaeria obtusa*), causan pudriciones en fruto afectando su calidad.
- Cancros de ramas y troncos ocasionados por *Phomopsis* spp. y *Botryosphaeria* spp
- Podredumbre de cuello causada por varias especies del género *Phytophthora*.

Durante el período de almacenamiento las principales pérdidas se deben a podredumbres producidas por diferentes especies de *Penicillium* (*Penicillium expansum* Link.), *Botrytis cinerea*, *Alternaria* spp., *Botryosphaeria* spp., *Colletotrichum* spp. (Mondino, 2005).

A continuación se desarrolla con mayor detalle la Sarna del manzano debido a su importancia en el manejo sanitario del cultivo y las “Enfermedades de Verano” debido a que se manifiestan principalmente durante el verano. La eliminación de las aplicaciones de fungicidas podría repercutir en la incidencia de las mismas.

2.3.1 SARNA DEL MANZANO

2.3.1.1 Importancia de la enfermedad

La Sarna del manzano causada por *Venturia inaequalis* (Cooke), es la enfermedad más difundida a nivel mundial y clave en el manejo sanitario de los montes para lograr altos rendimientos y cosechas de calidad. Un control inadecuado o nulo de la enfermedad tiene consecuencias adversas como pérdidas totales de cosecha, defoliación de los árboles, disminución de la brotación y producción en los siguientes años y reducción del vigor de los árboles afectando la producción de madera (Merwin *et al*, 1994; MacHardy, 1996).

La Sarna del manzano causa diferentes daños en el cultivo siendo la reducción de la calidad de la fruta el más importante por ser el objetivo final de la producción. Infecciones en flores, pedicelos y pequeños frutos durante o luego del período de floración puede llevar a un raleo prematuro. Los frutos afectados muy temprano en el desarrollo, y que no caen, quedan de tamaños reducidos y deformes. La fruta afectada tiene una menor capacidad de conservación en cámara frigorífica (MacHardy, 1996; Mondino, 2003).

2.3.1.2 Organismo Causal

La Sarna del manzano es causada por un hongo específico. *Venturia inaequalis* (Cooke) Wint. es un hongo superior perteneciente a la subdivisión

Ascomycotina, clase Loculoascomycetidae, orden Pleosporales y familia Venturiaceae (Jones y Aldwinckle, 1991; MacHardy, 1996).

Es un hongo heterotálico, produce gametos femenino (ascogonio) y masculino (anteridio), compatibles en micelios fisiológicamente diferentes. De la fecundación se produce un cuerpo fructífero denominado pseudotecio. Esto ocurre en las hojas infectadas caídas en el suelo, durante la temporada invernal. Los pseudotecios tienen geotropismo negativo, son de color marrón oscuro a negro (según el grado de madurez) y forma esférica (90–150 μm de diámetro), con una corta prominencia cuyo ápice termina en un ostíolo cubierto de cerdas. Dentro de cada pseudotecio se producen de 50 a 100 ascas (55-75 X 6-12 μm), cilíndricas, con ocho ascosporas cada una (Figura 1A). Las ascosporas (11-15 X 5-7 μm) son hialinas en un principio y se van oscureciendo a medida que maduran, constan de un par de células de diferente tamaño donde la superior es más corta y ancha que la inferior (Figura 1B) (Berton y Melzer, 1989; Jones y Aldwinckle, 1991; Agrios, 1995; MacHardy, 1996).

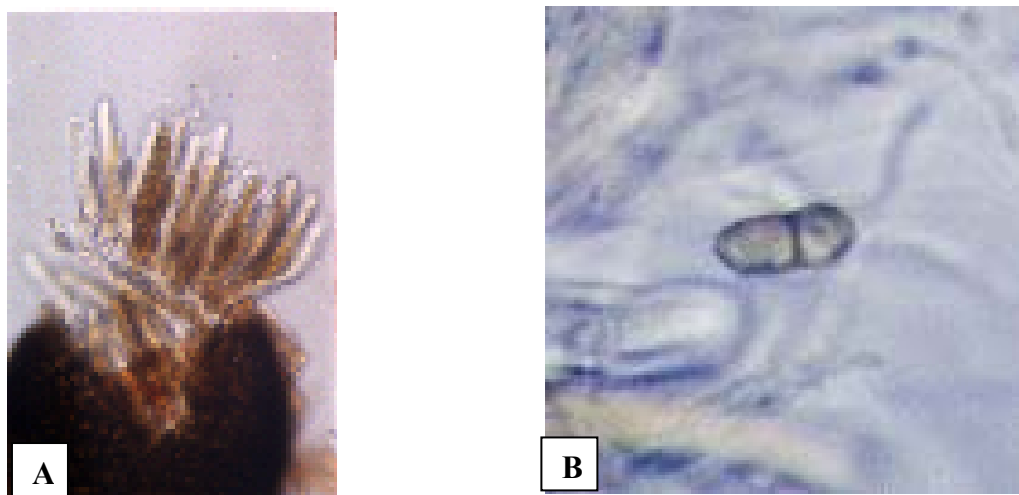


Figura 1: (A) Estructuras reproductivas de *Venturia inaequalis*. Pseudotecios con ascosporas. (B) Ascospora de *Venturia inaequalis*

Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino, Cátedra de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

Venturia inaequalis ataca principalmente miembros del género *Malus* incluyendo variedades cultivadas de manzano (*Malus pumila* Mill) e inclusive especies silvestres como *Malus coronaria* y *Malus iowensis* (MacHardy, 1996).

La fase parasítica o imperfecta es clasificada como *Spilocaea pomi* Fr., afecta hojas y frutos y se manifiesta a través de la producción de conidios. Los conidios son cortos (12-22 X 6-9µm), erectos, color olivo, de una o dos células, de forma ovalada o lanceolados (Figura 2). Estos se forman secuencialmente en conidióforos cortos, erectos y de color café. Son producidos sobre la superficie de lesiones de hojas o frutos, en toda la etapa vegetativa del manzano (Jones y Aldwinckle, 1991; Agrios. 1995; MacHardy. 1996).



Figura 2: Conidios de *Spilocaea pomi*.

Fuente: Ing.Agr. Pedro Mondino, Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

El micelio tabicado es de color claro en un principio y luego se va oscureciendo en el tejido del hospedante. En las lesiones de hojas jóvenes el micelio se desarrolla radialmente en bandas ramificadas de hifas, pero en lesiones de hojas viejas y fruto las bandas son compactas, gruesas y se

superponen. El micelio se localiza entre la cutícula y las células epidérmicas (Agrios, 1995).

2.3.1.3 Síntomas

Las infecciones de *Venturia inaequalis* se manifiestan en diferentes órganos de la planta como hojas, frutos, pecíolos, pétalos, sépalos, ramitas y escamas de las yemas, sin embargo los síntomas más característicos y evidentes se dan en hojas y frutos jóvenes (Jones y Aldwinckle, 1991; MacHardy, 1996; Mondino, 1997; García, 1998).

2.3.1.3.1 Síntomas en hojas

Las manchas foliares pueden aparecer en forma individual dispersas en el folíolo, o ser tan numerosas que pueden coalescer y cubrir toda la superficie foliar (Agrios, 1995; MacHardy, 1996).

En cada estación de crecimiento vegetativo los primeros síntomas se pueden observar en el envés de hojas y sépalos de yemas de flor, dado que es la zona que primero se expone al patógeno y a las condiciones de infección. Luego las manchas pueden ocurrir en ambos lados de las hojas (Agrios, 1995).

Las manchas que se producen en hojas jóvenes generalmente son más grandes que las que se desarrollan en hojas en expansión debido a que aumenta la resistencia del tejido. Las infecciones foliares generalmente no modifican la forma, pero ocasionalmente pueden causar disturbios en los márgenes cuando ocurren temprano en el desarrollo (MacHardy, 1996).

Las primeras lesiones aparecen como manchas claras, oliváceas de bordes irregulares (Figura 3A). Luego se tornan de color verde olivo con la superficie de apariencia aterciopelada, debido a la producción de conidióforos y conidios

(Figura 3B). Con el paso de los días, las lesiones se vuelven de bordes definidos y color gris a negro metálico. Estas lesiones pueden sobresalir formando una convexidad que se corresponde con una concavidad en el lado opuesto (Agrios, 1995; MacHardy, 1996).

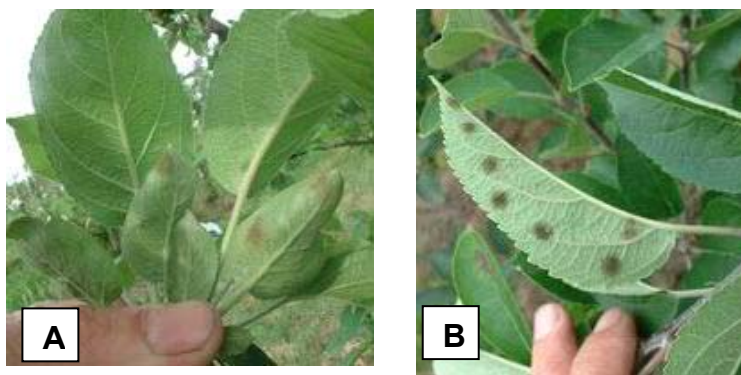


Figura 3: (A) Lesiones iniciales de Sarna en hoja. (B) Lesiones maduras que se tornan negras debido a la esporulación del hongo.

Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino, Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

Los árboles que sufren una infección primaria temprano en la estación de crecimiento, en hojas muy jóvenes generalmente sufren defoliación en pocos días, dado que las hojas se deforman y caen (Jones y Aldwinckle, 1991; Agrios, 1995).

2.3.1.3.2 Síntomas en frutos

El fruto es más susceptible cuando joven y de estas infecciones se desarrollan grandes lesiones que afectan su desarrollo y desmerecen en forma importante la calidad del fruto. Las infecciones primarias (por ascosporas) que ocurren temprano en la temporada producen de una a dos manchas bien definidas por fruto, generalmente en la zona calicinal, debido a que es la zona que se expone primero en el desarrollo del fruto (Figura 4 A). Las lesiones inicialmente son similares a los síntomas de las hojas, con el tiempo se vuelven oscuras de color marrón a negro, corchosas y secas. El tejido afectado por el patógeno puede necrosarse lo que genera que estas zonas detengan su

crecimiento, el posterior crecimiento del fruto provoca agrietamiento de piel y pulpa y causa deformaciones importantes (Figura 4 B y C) (Jones y Aldwinckle, 1991; Agrios, 1995; MacHardy, 1996).

Las infecciones secundarias producidas avanzada la estación de crecimiento y desarrollo del fruto son más numerosas, particularmente si el fruto está cercano a una fuente de inóculo. Estas manchas no deforman el fruto y pueden aparecer en cualquier lugar de la superficie del mismo y en muchas ocasiones cercanas a las manchas primarias de Sarna (MacHardy, 1996).



Figura 4: (A) Síntomas iniciales en fruto. (B) Costras sobre frutos de la variedad Granny Smith (C) Costra y rajado en frutos.

Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino, Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

2.3.1.3.3 Infecciones latentes y síntomas de almacenamiento

En fruta, las infecciones que ocurren tarde en la estación de crecimiento (fines de verano-inicios de otoño) previo a la cosecha, generan infecciones que generalmente no son visibles en el campo (infecciones latentes) (Bratley, 1939; Tomerlin y Jones, 1983). Luego de algunas semanas en el almacenamiento, frutos que ingresan a la cámara frigorífica aparentemente sanos, pueden

desarrollar manchas pequeñas, circulares, rugosas y de color negro (Figura 5) (MacHardy, 1996).

Por otra parte cuando ingresan a la cámara frutos con manchas de Sarna, estos pueden aumentar de tamaño a medida que pasa el tiempo de almacenamiento y se rodean de un halo blanco de micelio (MacHardy, 1996; Mondino, 1997; García, 1998).



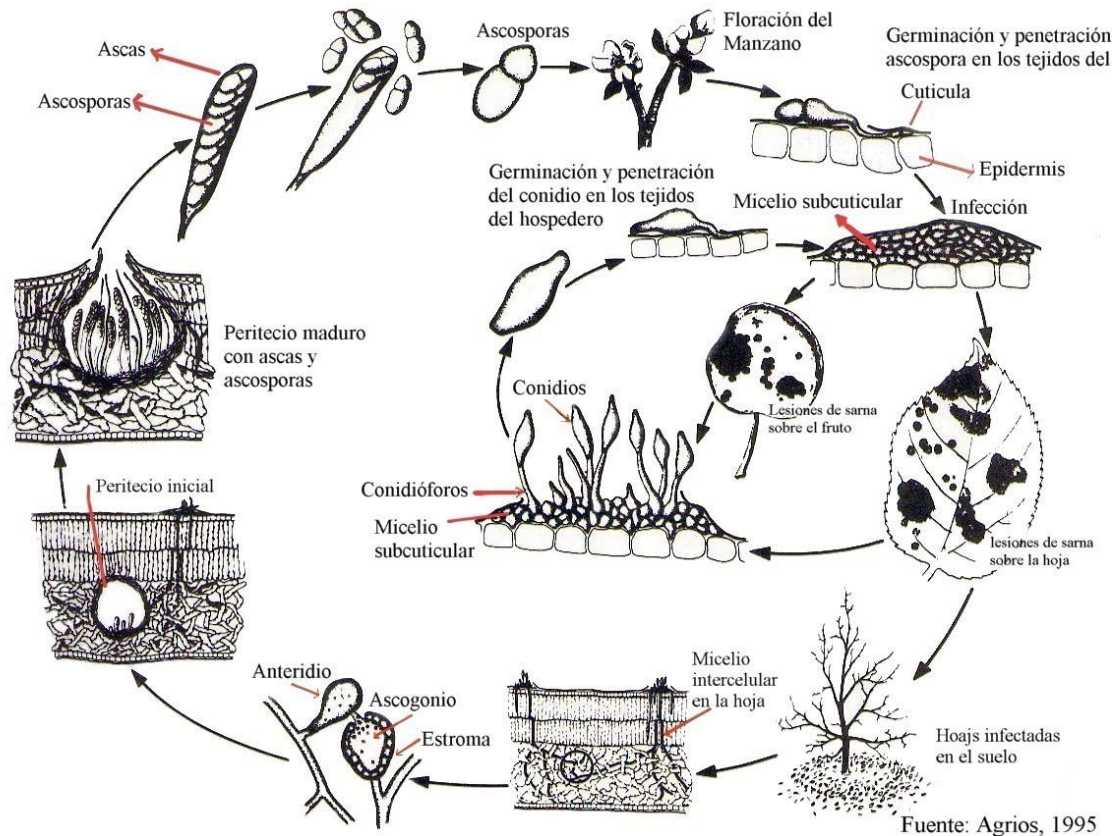
Figura 5: Infecciones latentes. La fruta ingresa sin síntomas al almacenamiento en frío y al salir de cámara se observan pequeñas manchas negras esporuladas.

Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino, Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

2.3.1.4 Ciclo de la enfermedad

Venturia inaequalis completa muchos ciclos de enfermedad por cada temporada vegetativa del manzano (enfermedad policíclica), su ciclo de vida se puede dividir en dos fases diferentes: una saprofítica y sexual durante el período de reposo del manzano y otra fase parasítica y asexual durante el período vegetativo (Boneti *et al.*, 2003) (Figura 6).

Figura 6: Ciclo de la Sarna del manzano causado por *Venturia inaequalis*



Las hojas son colonizadas por las hifas del hongo sub-cuticularmente durante toda la estación de crecimiento. Cuando tarde en el otoño las hojas infectadas caen al suelo, el hongo invade en profundidad los tejidos colonizándolas saprofiticamente. Durante el invierno forma sus estructuras reproductivas (pseudotecios), que permanecen inmaduros hasta principios de primavera. El rango de temperatura favorable a la formación de las mismas varía de 4°C a 12 °C, temperaturas muy bajas (-1°C) o muy altas (15-22°C) impiden su formación. Otro factor que influye es la humedad, no existiendo producción en aquellas hojas que permanecen secas durante el invierno (Agrios, 1995; MacHardy, 1996; Boneti *et al*, 2003).

En los pseudotecios se producen ascas con ascosporas, las cuales constituyen el inóculo primario de esta enfermedad y son las responsables de las infecciones primarias (Agrios, 1995; MacHardy, 1996; Boneti *et al*, 2003).

Según bibliografía el hongo también puede pasar el invierno en pústulas dormidas en brotes y yemas. Los conidios producidos asexualmente en estas pústulas son dispersados por salpicado. El inóculo primario es mayormente ascosporas pero puede incluir conidios (esto no ha sido observado en Uruguay) (MacHardy, 1996).

El número de ascosporas producidas en un monte depende en gran medida del número de infecciones foliares en hojas caídas y de la cantidad de hojas caídas en el suelo que sobrevive el invierno y la primavera (MacHardy, 1996).

En primavera con la ocurrencia de lluvias las ascas se alargan, ejercen presión sobre el ostíolo y descargan las ascosporas por mecanismos de presión osmótica hacia el aire. Las ascosporas maduras son liberadas con temperaturas de 10 a 20°C y por debajo de los 2°C la liberación prácticamente no ocurre. La mayoría de las ascosporas (96-97%) son descargadas durante las horas de luz, siendo prácticamente nula la descarga en la noche (3-4%). Las longitudes de ondas comprendidas entre los 625 a 725nm estimulan su liberación, probablemente debido a la existencia de fotorreceptores en la pared del asca. La descarga máxima se puede observar de 3 a 6 horas luego del inicio de las lluvias (MacHardy, 1996; Boneti *et al*, 2003).

Las ascosporas son eyectadas pocos milímetros (6mm) por encima del suelo, luego son dispersadas por corrientes de aire hasta tejidos susceptibles, donde puede ocurrir infección. Se pueden dispersar hasta 300 metros o más de la fuente de inóculo por lo cual el radio de acción puede comprender el mismo

monte (predio) o plantaciones vecinas (García y Moscardi, 1978; MacHardy, 1996).

El inicio del período de maduración y liberación de ascosporas coincide con el estadio fenológico de punta verde del manzano. No todos los pseudotecios ni las ascosporas maduran simultáneamente, sino que lo hacen en forma escalonada desde un período que se extiende desde principios de primavera hasta mediados de diciembre, siendo el pico de liberación a mediados de octubre coincidiendo con el período de floración del manzano, momento de alta sensibilidad de los tejidos. Esta forma de liberación de las ascosporas es una estrategia de sobrevivencia del hongo, que le permite aumentar la chance de que algunas ascosporas encuentren las condiciones necesarias para producir infección. La temperatura determina la velocidad de maduración de las ascosporas y la lluvia causa su liberación (MacHardy, 1996; García, 1998; Boneti *et al*, 2003).

Una vez que la ascospora se deposita en la superficie de tejido susceptible en presencia de agua libre, germina y emite un tubo germinativo que perfora la cutícula y la pared externa de las células epidérmicas de hojas, frutos u otros tejidos (Agrios, 1995).

La tasa de crecimiento y desarrollo del hongo depende más que nada de la temperatura. El crecimiento de las hifas entre la cutícula y las células epidérmicas durante varios días resulta en el desarrollo de un estroma y finalmente de conidióforos y conidios que rompen la cutícula. Luego de un período de incubación posterior al inicio de las lluvias surgen los síntomas típicos de la enfermedad que se pueden observar macroscópicamente. Este período de incubación, descrito en la Tabla de Mills (Cuadro 19 en Anexo), varía de 9 días a una temperatura promedio de 17-24°C, a 17 días si la temperatura es de 9°C (Agrios, 1995; MacHardy, 1996).

Los conidios son los responsables de las re-infecciones denominadas infecciones secundarias de hojas, frutos y brotes. Las plantas de manzano desde que aparece la primera mancha de la enfermedad van a estar expuestas a los dos tipos de infección (primaria y secundaria) (García, 1998). Cada lesión puede producir hasta 100.000 conidios, los que son liberados y diseminados por acción de lluvias y roce entre partes de la planta. Para que ocurran estas infecciones, es necesario que se den condiciones de humedad, una vez que aumenta la temperatura y la superficie se seca se detiene la esporulación. Muchos ciclos secundarios pueden ocurrir durante la estación de crecimiento, hasta caída de hojas, dependiendo de la frecuencia de los períodos de infección y de la susceptibilidad del tejido del huésped (Agrios, 1995; Boneti *et al*, 2003).

Las hojas infectadas que caen al final de la estación de crecimiento (otoño), son las responsables de la formación de inóculo primario para la primavera siguiente.

2.3.1.4.1 Condiciones necesarias para la infección por Venturia inaequalis

Para que se produzca la infección de órganos y/o tejidos del hospedero es necesario que se den tres acontecimientos fundamentales que resultarán en el desarrollo de la enfermedad. Los mismos son:

- Presencia de inóculo virulento
- Hospedero en alguno de sus estados susceptibles
- Condiciones ambientales favorables para el patógeno.

Presencia de inóculo virulento

Venturia inaequalis produce dos tipos de inóculo: inóculo primario constituido por las ascosporas e inóculo secundario compuesto por conidios.

Las ascosporas son liberadas desde el inicio de la primavera hasta principios de diciembre, con un pico máximo que coincide con la floración del manzano. En condiciones de producción de Uruguay el potencial de inóculo para la temporada siguiente es siempre alto por lo que supera el umbral de daño desde temprano en la primavera (Mondino y Alaniz, 2003; Mondino, 2003).

Una vez que se establece la Sarna primaria se producen sobre los síntomas conidios, que serán los responsables de causar infecciones secundarias, si existen condiciones ambientales adecuadas hasta caída de hojas (García, 1988).

Susceptibilidad del huésped

Diferentes especies, variedades y cultivares de *Malus* muestran diferentes niveles de resistencia a la Sarna, pero todos los cultivares plantados con fines comerciales son susceptibles (Coli, 2003-2004).

Todos los órganos verdes de la planta son susceptibles a las infecciones producidas por *Venturia inaequalis*, sin embargo el grado de susceptibilidad se ve afectada por la edad de los tejidos.

Li y Xu (2002) observaron infecciones tanto en hojas recién emergiendo como de hasta cuatro meses de edad, al inocular con conidios hojas de manzanos. Sin embargo MacHardy (1996) observó que a partir de los 17 días de edad de las hojas no se desarrollan manchas de Sarna sobre ellas al ser inoculadas con conidios. El crecimiento del micelio es muy rápido en hojas nuevas, mientras que en las viejas es tan lento que no se ve el síntoma hasta antes de caída de hoja. Existe una resistencia relativa a la edad de la hoja la que se denomina “resistencia ontogénica”. Se manifiesta a través de una menor densidad de lesiones y un período de incubación más largo a mayor edad de la hoja. Cuando la hoja está expandida totalmente la resistencia ontogénica

comienza a tener efecto y lesiones nuevas no se desarrollan. Tarde en la estación pueden ocurrir cambios fisiológicos que lleven al quiebre de resistencia en las hojas viejas. Estas pueden volverse susceptibles, y posibles infecciones que estaban inhibidas retoman su crecimiento, manifestando síntomas visibles de infecciones que permanecían asintomáticas en el folíolo. En las hojas viejas en el otoño es probable que exista una importante cantidad de infecciones asintomáticas, las que pueden tener un impacto considerable en la cantidad de inóculo primario en la siguiente estación (Kohl y Kollar, 1994; MacHardy, 1996; citados por Li y Xu, 2002).

La infección en frutos ocurre más temprano en la estación dado que el fruto cuando joven es más susceptible y a medida que se desarrolla la susceptibilidad a Sarna decrece. La disminución en la susceptibilidad puede tener fundamentos anatómicos como son la pérdida de pubescencia, cambios en la forma del fruto y el desarrollo cuticular (Tomerlin y Jones, 1983).

Tomerlin y Jones (1983) al igual que Bratley (1937), observaron lesiones que se desarrollaban en almacenamiento en pocos frutos que estaban aparentemente sanos. Tarde en otoño, si se presentan períodos de infección suficientemente severos como para establecer infecciones en frutos, pueden observarse síntomas luego del almacenamiento.

Bratley (1938-1939), realizó un ensayo en el que observó que las manzanas de estación de la variedad McIntosh (cosechadas en el mes de setiembre en el hemisferio norte) permanecieron prácticamente sin lesiones de Sarna en almacenamiento; mientras que para las variedades tardías Baldwin, Stark y RomeBeauty (cosechadas en octubre) presentaban serias lesiones durante el almacenamiento.

Si los frutos son almacenados con lesiones de Sarna probablemente se desarrollen más lesiones pero esto no indica que exista contagio a frutos sanos. Tomerlin y Jones (1983) observaron, en contraste con Bratley, que la mayoría de las lesiones presentes se continúan expandiendo.

El conocimiento sobre la disminución en la susceptibilidad a infecciones ocasionadas por *Spilocea pomi* en frutos en maduración, permite realizar una estrategia de control más eficiente y económica con menores aplicaciones de fungicidas que las comúnmente realizadas (Tomerlin y Jones, 1983; Schwabe *et al.*, 1984). Si ocurren largos períodos de mojado tarde en la estación, pueden ocurrir infecciones severas si las aplicaciones fueron discontinuadas (Schwabe *et al.*, 1984).

Condiciones ambientales favorables para la ocurrencia de infecciones

Para que se produzca infecciones por ascosporas deben darse condiciones ambientales favorables para la liberación, germinación y penetración en el tejido susceptible. Los factores que influyen principalmente en el establecimiento de las infecciones primarias son la humedad, temperatura y el espectro de luz.

En la primavera al ocurrir precipitaciones las hojas caídas en suelo se humedecen dando lugar a la liberación del inóculo primario (Mondino, 2003; Boneti *et al.*, 2003).

Luego de liberadas las esporas, éstas deben alcanzar tejido susceptible para posteriormente germinar y penetrar en dicho tejido. Para ello debe existir una película de agua sobre la superficie. El período de incubación, es decir desde que el hongo penetra en el tejido hasta que se manifiesta el síntoma, es largo. Mills describió los requerimientos mínimos de la cantidad de horas de mojado para infecciones por ascosporas en hojas, en un rango de temperatura

de 6 a 25°C (Cuadro 19 en Anexo). Para temperaturas inferiores a 6°C sugiere que se requieren más de dos días de mojado para que ocurra infección (Stensvand *et al*; 1997). Stensvand *et al* (1997) determinaron que a temperaturas menores a 2°C se detiene la descarga de ascosporas lo que puede tener efecto aditivo, con la oscuridad, sobre la disminución de la liberación.

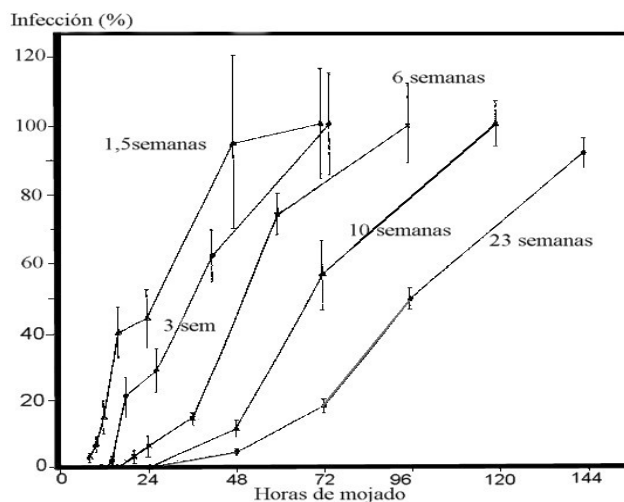
Mills y Laplante citados por Stensvand *et al* (1997), reportaron que las infecciones dadas por conidios requieren de 2/3 de la duración de mojado requeridas por ascosporas. Sin embargo, a igual rango de temperatura, muchos autores reportaron que el tiempo mínimo de infección para conidios es igual o mayor que lo determinado para ascosporas (Stensvand *et al*; 1997).

Para determinar el tiempo de hoja mojada se comienza a medir la cantidad de horas desde el comienzo de la lluvia, finalizando cuando la hoja se seca. Dicho tiempo relacionado con la temperatura es el que permite predecir según las tablas de Mills, si existió un período de infección. Cuando el período de mojado es interrumpido por un período seco de no más de cuatro horas, entonces se suman ambos períodos de mojado. Olivar (1983) citado por Berton y Melzer (1989) sugiere que si la humedad relativa es mayor a 85% se sumaran períodos separados hasta un máximo de 12 horas. Y cuando la humedad relativa es menor a 85% se unirán los dos períodos hasta un máximo de cuatro horas.

La duración de los requerimientos de mojado a varias temperaturas, para el establecimiento de infecciones de Sarna (*Venturia inaequalis*) fueron caracterizadas para el follaje pero no para las frutas. El período de mojado requerido para infectar hojas tarde en la estación es mucho mayor que el requerido para infectar hojas temprano en la estación (Tomerlin y Jones, 1983). La duración de los requerimientos de mojado a varias temperaturas para el establecimiento de infecciones de Sarna (*Venturia inaequalis*) en hojas y frutos,

fueron asumidos como idénticos por Mills y Laplante. Sin embargo Tomerlin y Jones (1983) reportaron que las condiciones de temperatura y mojado que resultaban en infecciones de Sarna en el follaje, no resultaron en infecciones en frutos maduros (Schwabe *et al.*, 1984). Bratley (1938-1939) reportó que la duración de los requerimientos de mojado para infecciones durante los meses de verano fue significativamente mayor que los requeridos para infecciones foliares, probado por Schwabe (1982). Durante el verano hay períodos de alta radiación en los días lluviosos por lo cual las frutas y las hojas no permanecen suficientemente mojados para permitir que ocurran infecciones (Bratley, 1939). Diferentes autores (Folson y Ayers, 1928; Bratley, 1937; Bratley, 1940; Schwabe y Matthee, 1974 citados por Schwabe *et al.*, 1984) dicen que se necesitan largos y continuos períodos de mojado tarde en el verano para infectar frutos maduros. Schwabe *et al.*, (1984) demostraron que frutos de 10 semanas de edad desde plena flor requieren de por lo menos 24 horas de fruto mojado y temperatura de 15°C para que se produzca la infección (Figura 7). Si este período de mojado es interrumpido de 1 a 2 horas se disminuye en un 25 y 50% la cantidad de infección en frutos de 6 y 18 semanas respectivamente.

Figura 7: Efecto del período de mojado a 15°C en infecciones en frutos de manzano por *Venturia inaequalis* en diferentes momentos, luego de plena floración



Fuente: Schwabe *et al.*, 1984

Xu y Robinson (2005), determinaron que para un nivel de infección de Sarna similar entre frutos de diferentes edades, se requiere una mayor duración de período de mojado en frutos viejos que jóvenes, donde un período de 9 horas de fruto mojado, resultaba en un 90% de infección en frutos de 4 semanas de edad y solamente 9% en frutos de 9 semanas. Para alcanzar un 90% de infección en frutos de 7 semanas de edad fueron necesarios 32 horas de fruto mojado. Xu y Robinson (2005) al inocular frutos de 12 semanas de edad, cercano a madurez, no observaron lesiones de Sarna en contraste con Schwabe *et al*, (1984). La incidencia en Sarna en pequeños frutos (4-5 semanas) parece ser mayor a la reportada previamente por Schwabe a similar duración del período de mojado. El período de incubación parece aumentar al disminuir la temperatura y parece ser mucho más largo que en hojas. Esto fue determinado en diferentes cultivares, los cuales no mostraron diferencias significativas en el largo del período de incubación. Es clave el control de Sarna en hoja al comienzo de la estación de crecimiento, dado que puede proveer de inóculo que posteriormente infecte a frutos jóvenes.

2.3.1.5 Manejo de la enfermedad

La ocurrencia de infecciones resulta de interacciones entre el huésped, el patógeno y el ambiente, la cual puede ser disminuida con practicas que apunten directamente al huésped, aumentando su resistencia; o al patógeno, reduciendo su capacidad de infectar o de proveer inóculo; o al ambiente, reduciendo las condiciones favorables para que se produzca infección. Las diferentes prácticas de manejo interactúan contribuyendo a disminuir el nivel de infección (MacHardy, 1996).

La clave en el control de la Sarna del manzano es un adecuado control de la Sarna primaria, lo que determinará menor cantidad de fuentes de infección y probablemente menor incidencia de Sarna secundaria (García, 1998).

2.3.1.5.1 Resistencia a Sarna

A pesar de que los cultivares comerciales varían considerablemente en su susceptibilidad frente a la Sarna del manzano, ésta característica generalmente no es considerada en la selección de las variedades por parte de los productores. La disponibilidad de resistencia varietal a Sarna ofrece la posibilidad de no usar fungicidas para el manejo de dicha enfermedad, sin embargo otras enfermedades pueden causar problemas con estos cultivares y pueden requerir aplicaciones fungicidas para manejarlos (Cooley, 2003).

Se crearon más de 50 variedades resistentes en centros de mejoramiento de Europa, América del norte y Brasil. Aunque ninguna ha sido ampliamente aceptada en el mercado internacional, tienen demanda en sus países de origen para la elaboración de jugos, sidra y consumo directo en huertos caseros (Cruz, 2003).

Las variedades utilizadas en Uruguay son sensibles a Sarna, aunque existen variedades resistentes, estas no han tenido aún un desarrollo comercial importante. Actualmente en el país existe un sólo predio, ubicado en el Departamento de Canelones, en el que se implantó en el 2004 una variedad resistente a Sarna llamada Catarina. Dicho predio produce bajo normas de producción orgánica. En el Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria Estación Experimental Las Brujas se está evaluando la resistencia a Sarna de diferentes variedades, estas son: Coop-6, Coop-8, Coop-14, Princesa, Baronesa, Florina, Catarina, Michal, Rainha, Priscilla, Liberty, Duquesa (Imperatriz), Primicia, Freedom, Sansa y Condessa.

Hough descubrió en 1944 la resistencia genética a *Venturia inaequalis*, en la especie *Malus floribunda* clon 821, portador del gen que denominó Vf, (luego se encontraron otros 5 genes). Para que la resistencia sea durable, hay que

explotar la resistencia poligénica, determinada por varios genes con un efecto cuantitativo; pero es más difícil de seleccionar y está condicionada por factores climáticos (Cruz, 2003).

Los programas de mejoramiento genéticos están basados en la introgresión de genes desde especies de *Malus silvestres* en manzanos comerciales (*Malus X domestica*). El traspaso de resistencia a Sarna desde *Malus floribunda* 821, de fruto pequeño y astringente, a una variedad aceptable demoró alrededor de 50 años (Cruz, 2003).

2.3.1.5.2 Prácticas Culturales

Existen prácticas de manejo que pueden contribuir a un mejor control de la enfermedad a través de prácticas tendientes a evitar un microclima favorable a la enfermedad. La realización de podas que favorecen una mayor iluminación y apertura de la canopia permiten mayor ventilación, reduciendo el tiempo en que permanece mojada la superficie de hojas y frutos; mejorando la penetración de las aplicaciones de fungicidas (Cooley, 1996-1997; Cooley, 2003).

Existen manejos culturales dirigidos a disminuir la fuente de inoculo primaria (ascosporas), impidiendo que se desarrolle la fase saprofítica y sexual de *Venturia inaequalis*; otras apuntan directamente al control del patógeno (MacHardy, 1996). Los manejos que han sido evaluados en otros países son:

- La eliminación de plantaciones abandonadas (en un radio de 700m) reduce el número de ascosporas provenientes de una fuente de inóculo externa al predio (Cooley, 1996-1997; García, 1998).
- Dejar crecer la cobertura vegetal de la entrefila hasta pasado el período crítico de Sarna primaria (principios de Diciembre), esta actúa atrapando las ascosporas liberadas desde el suelo (García, 1998).

- Aplicaciones de urea en hojas caídas en el suelo, permiten reducir el nivel de inóculo de ascosporas en un 50 a 75 por ciento. (Cooley, 1996-1997; Cooley, 2003). Tratamientos con urea reducen el número de pseudotecios en hojas en el suelo de tres maneras: Crea una condición alcalina en hojas que disminuye el número de pseudotecios iniciales, promueve la degradación de las hojas al cambiar la relación C/N favorable al nitrógeno, lo que estimula la actividad microbiana del suelo y el desarrollo de microorganismos antagonistas de *Venturia inaequalis*. (MacHardy, 1996; García, 1998).
- Otra medida es la desintegración mecánica de las hojas caídas. Las heridas celulares proveen de nutrientes para microorganismos mejorando la descomposición. Las hojas trituradas se deshidratan más rápido que las enteras y se pueden mezclar con otras vegetaciones, dificultando la liberación de ascosporas desde el suelo (MacHardy, 1996). Esto lograría aumentar la desintegración natural de las hojas, promoviendo el desarrollo de una flora antagónica a la Sarna, y disminuiría la formación de pseudotecios. (Grove, 1997; García, 1998).

Estos manejos culturales ayudan a reducir el inóculo primario en el monte, sin embargo ninguno permite alcanzar un nivel de inóculo tal que permita reducir o eliminar el control químico en los montes. A su vez estos manejos demandan alto uso de mano de obra y maquinaria, que se vuelven impracticables en la mayoría de los predios.

2.3.1.5.3 Control Biológico

Para el manejo de la Sarna del manzano se ha estudiado en diferentes países el uso de controladores biológicos antagonistas para erradicar el estado invernoso y el inóculo primario de la enfermedad. Luego de caída de hojas *Venturia inaequalis* compete saprofiticamente con la microflora por nutrientes, siendo la microflora de la superficie de las hojas más efectiva.

En el cultivo de manzano se realizaron estudios acerca de pulverizaciones con basidiosporas de *Athelia bombacina* a hojas infectadas caídas en el suelo, evitando la maduración y formación de ascosporas (Dhingra *et al*, 2003 citados por Dhingra, 2004). Heye y Andrews en 1984, patentaron en EE.UU. este método de utilización de *A.bombacina* (Dhingra, 2004). A nivel nacional no existe investigación de control biológico de Sarna del manzano, por lo que se desconoce la eficacia de este controlador en las condiciones agroclimáticas de Uruguay.

Es insuficiente contar con un buen antagonista que cumpla con todos los atributos deseables, porque su eficacia en condiciones de campo será determinada por tres factores interdependientes: época de aplicación, capacidad de crecer en las condiciones ambientales existentes y tiempo efectivo de interacción entre antagonista y patógeno (Dhingra, 2004).

Debido a que el control biológico reduce la cantidad de infección y no tiene un completo control como el químico, es difícil lograr un control aceptable económicamente con antagonistas durante la estación de crecimiento. Sería necesario el constante mantenimiento de poblaciones antagonistas, dado las frecuentes aplicaciones de fungicidas realizadas (MacHardy, 1996).

2.3.1.5.4 Control Químico

Estrategias de Control Químico

El control de la Sarna del manzano es dificultoso en años lluviosos y en montes con alto potencial de descarga de ascosporas. La clave para lograr un control adecuado es evitar el establecimiento de la Sarna primaria (Grove, 1997; García, 1998). Existen tres programas de aplicaciones de fungicidas diferentes:

- Programa Preventivo o Protectivo
- Programa Curativo o Postinfección
- Combinación del Programa Preventivo y Curativo

Programa Preventivo o Protectivo:

Este programa se basa en mantener al monte protegido con fungicida de contacto previo a que ocurra la infección (García, 1998; Cooley, 2003). Se cubre el tejido vegetal con una película de fungicida durante el período de mayor riesgo de ocurrencia de infecciones, para evitar la germinación y penetración de las esporas del hongo (Mondino, 1997; Cooley, 2003).

Las aplicaciones de fungicidas se pueden realizar siguiendo diferentes estrategias:

- Aplicaciones siguiendo un calendario
- Aplicaciones en función de los pronósticos meteorológicos
- Paquete de aplicaciones de Estrobilurinas

Aplicaciones calendarias

Las aplicaciones se realizan periódicamente comenzando a partir del estadio fenológico de punta plateada-comienzo de punta verde, con una frecuencia en prefloración cada 5 a 7 días y post-floración cada 10 a 14 días, según la velocidad de crecimiento de los tejidos y producto utilizado (García, 1998).

La ventaja de esta estrategia es que es efectiva y de bajo riesgo, además de no ser necesario monitorizar las condiciones ambientales. Las desventajas que presenta son que utiliza alta cantidad de fungicidas, aplicaciones en momentos innecesarios, alto uso de la mano de obra y de la maquinaria. Es útil para aquellos productores que no pueden seguir esquemas que demanden alta capacidad de respuesta (Cooley 1996-1997; García, 1998).

Aplicaciones en función de los pronósticos meteorológicos

Otra forma de implementar la estrategia de control preventiva es considerando los pronósticos de precipitaciones. Para lograrlo se debe contar con información climática precisa para conocer los períodos de infección y disponer de mano de obra y maquinaria adecuada para realizar las aplicaciones en un corto período de tiempo (Mondino, 1997).

Luego de pasado el período de protección de una aplicación, si no hay anuncio de precipitaciones, la siguiente aplicación puede ser retrasada hasta justo antes de un pronóstico de lluvia (Cooley, 1996-1997).

Esta estrategia se basa en el conocimiento de que el efecto residual de la aplicación decae con el tiempo, trata de ubicar a la aplicación de modo que cada período de infección ocurra dentro de las 24 a 48 horas de la aplicación de modo que la actividad del fungicida sea máxima.

Esta estrategia tiene como ventajas: 1) el uso eficiente de los fungicidas de contacto, cuya máxima eficiencia se encuentra en las primeras 24 a 48 horas luego de la aplicación (máxima residualidad del producto); 2) Es una estrategia que se ajusta a productores con alta capacidad de respuesta frente a situaciones de infección; 3) Minimiza el empleo de productos de alto riesgo de generar resistencia.

Presenta como desventaja los posibles errores o la falta de aciertos de los pronósticos meteorológicos (Mondino, 1997, Mondino y Leoni, 2005).

Paquete de Aplicaciones de Estrobilurinas

García (1998) estudió para las condiciones de Uruguay, una estrategia de control basada en tres aplicaciones sucesivas de Estrobilurinas durante el período crítico de la Sarna del manzano (floración). Esta estrategia se basa en la alta residualidad de estos fungicidas (10 días), lo que permite mantener durante el mes más crítico (mayor riesgo de infección) protegida a la planta (Mondino y Leoni, 2005).

Programa Curativo o Postinfección

Esta estrategia se basa en aplicaciones de fungicidas realizadas a posteriori de la ocurrencia de condiciones de infección. Es posible implementarla dado que la Sarna tiene un largo período de incubación, durante el cual es factible aplicar fungicidas con efecto retroactivo, capaces de detener el desarrollo del hongo cuando éste ha penetrado el tejido vegetal, evitando la aparición de síntomas. Los fungicidas IBE (Inhibidor de la Biosíntesis del Ergosterol) tienen el mayor efecto retroactivo, que va de 48 a 96 horas (García, 1998; Coli, 2003-2004).

Para aplicar esta estrategia es necesario conocer los períodos de infección (temperatura y período de mojado) y tener infraestructura adecuada para cubrir el monte en un corto período de tiempo (Cooley, 1996-1997; García, 1998).

Los períodos de infección se difunden a través del Sistema de Alarma, brindado por el Servicio Agrícola del MGAP para la zona de Melilla y Canelón Chico. Este sistema informa a técnicos y/o productores que se han dado condiciones de infección por ascosporas. Este sistema no es un pronóstico de períodos de probable infección, sino que informa de un hecho ya consumado (García y Moscardi, 1981; Mondino y Leoni, 2005). El sistema de alarma permite racionalizar el uso de fungicidas con fines curativos, utilizándolos sólo cuando ha ocurrido un período de infección y el monte se encontraba desprotegido. De esa manera se logra reducir a mínimo el uso de los IBE, minimizando el riesgo de generación de resistencia (Mondino, 1997).

En años con escasa precipitaciones este programa permitiría utilizar menos fungicidas, mano de obra y maquinaria que el programa preventivo, pero como en general en Uruguay ocurren numerosos períodos de lluvias durante la primavera, la utilización de programas de este tipo llevaría a un uso excesivo de fungicidas IBE, con alto riesgo de generar resistencia (Mondino y Leoni, 2005).

Aplicaciones presíntomas

Cuando no es posible realizar las aplicaciones antes de las 96 horas posteriores a la ocurrencia de períodos de infección, se recurren a aplicaciones presíntomas. La aplicación de fungicidas durante este período no logra evitar la aparición de los síntomas pero evita la esporulación del hongo sobre la mancha (mancha curada). Es recomendable repetir la aplicación a los 5 días. Los fungicidas utilizados en este caso son los IBE. (Mondino, 1997).

Aplicaciones post-síntomas

Cuando existió un período de infección que pasó desapercibido o por cualquier otra razón no se pudo evitar la aparición de síntomas en el monte, se puede recurrir a la aplicación de fungicidas con el objetivo de matar al hongo para evitar su esporulación. Para ello se utilizan fungicidas antiesporulantes, evitando la producción de inóculo secundario sobre las manchas. Es recomendable repetir la aplicación a los 5 días (Mondino, 1997).

Combinación del Programa preventivo y curativo

En las condiciones de producción de Uruguay, el control de la Sarna se realiza integrando los programas preventivo y curativo, realizándose preventivamente aplicaciones con fungicidas de contacto y recurriendo a aplicaciones curativas con fungicidas sistémicos cuando ocurrió un período de infección (Mondino, 1997).

Cuando no es posible realizar las aplicaciones a tiempo para prevenir la ocurrencia de infecciones, se aconseja realizar un tratamiento con IBE (Inhibidor de la Biosíntesis del Ergosterol) a la dosis completa, tan pronto como sea posible, dentro de las 96 horas. De este modo se mata al hongo evitando la aparición de síntomas (Mondino, 1997).

Situación del manejo de enfermedades del Manzano en Uruguay

El manejo de la Sarna del manzano se basa en la utilización de fungicidas desde brotación a cosecha combinando aplicaciones preventivas y curativas. En este período se vuelcan al ambiente importantes volúmenes de fungicidas preventivos y de efecto curativo, en cada temporada. Esto impacta negativamente en el ambiente, trabajadores y consumidores (Nuñez *et al.*, 2003, Mondino, 2003).

En la actualidad existe un consenso mundial de generar alimentos y otros productos de calidad, garantizando la sostenibilidad de la Producción Agrícola. En la última década surgen a nivel mundial, como alternativas a la Producción Convencional, sistemas de producción que apuntan a cumplir con dicho fin. Una de ellas es la Producción Integrada. La Organización Internacional de Lucha Biológica e Integrada (OILB) define a la Producción/Agricultura Integrada como “sistema agrícola que produce alimentos y otros productos de alta calidad mediante aplicaciones de recursos naturales y regulación de mecanismos, para la sustitución de insumos contaminantes, y asegurar la sustentable de la producción Agrícola”. Enfatiza un enfoque holístico de la producción de forma que la totalidad del ambiente es considerado la Unidad Básica; dándole un papel central al agroecosistema; trata de preservar el balance del ciclo de los nutrientes y el bienestar de todas la especies animales, producidas en la explotación. La preservación y el mejoramiento de la fertilidad del suelo, de la diversidad ambiental y criterios sociales, son componente esencial del sistema. Métodos biológicos, tecnológicos y químicos son cuidadosamente balanceados teniendo en cuenta la protección ambiental, el retorno económico y los requerimientos sociales (Boller *et al.*, 2004).

Las reglamentaciones de los mercados y las exigencias de los consumidores, demandan productos de calidad superior, no solo restringido a características organolépticas, sino que abarca a todo el proceso de producción (trazabilidad). Para cumplir con estas exigencias se deben diseñar e implementar sistemas de manejo integrado, lo que implica un mayor conocimiento de todos los factores que intervienen en el proceso (Clima, biología de los patógenos, susceptibilidad del huésped). Estas exigencias han llevado al planteo de líneas de investigación en Uruguay, que aportan al conocimiento y dan posibles soluciones a la Producción Integrada (Mondino y Leoni, 2005). Como ser el retardo de las aplicaciones al inicio de la temporada

en función del cálculo de la Descarga Potencial de Ascosporas (DPA) y la estrategia de la eliminación de las aplicaciones de fungicidas durante el verano.

Estrategia de inicio retardado de las aplicaciones de fungicidas

El Programa de Aplicaciones Reducidas, según estudios realizados en Estados Unidos, sostiene que en montes con bajo o nulo nivel de inóculo al inicio de brotación es posible retardar las aplicaciones de fungicidas hasta el estadio fenológico de pimpollo rosado o hasta que ocurren tres períodos de infección. Si en el monte el nivel de ascosporas es alto, las aplicaciones deben comenzar a partir de punta verde. Para poder realizar este manejo es imprescindible conocer la descarga potencial de ascosporas (DPA). Esta estrategia es aplicable solamente en aquellos montes con Bajo DPA. La DPA se determina a través del porcentaje de hojas con síntomas de Sarna a caída de hojas y porcentaje de Sarna en fruto a cosecha (Cuadro 9) (Mondino y Alaniz, 2003).

Cuadro 9: Determinación de la Descarga Potencial de Ascosporas (DPA) y manejo del monte, sugerido para el control de Sarna del manzano.

	Nivel de Sarna en fruta a cosecha	Nivel de Sarna en hoja de ramitas terminales a caída de hoja	Manejo de monte sugerido
DPA Bajo	< 2%	Hasta 50 hojas con Sarna en 600 ramas terminales	Retardar inicio de las aplicaciones hasta Pimpollo rosado o hasta tercer período de infección
DPA medio	< 2%	De 50 a 100 hojas con Sarna en 600 ramas terminales	Aplicar Urea a caída de hojas y retardar inicio de las aplicaciones hasta pimpollo rosado o hasta el tercer período de infección
DPA alto		Más de 100 hojas con Sarna en 600 ramas terminales	No aplicar el Programa de Aplicaciones Reducidas
Fuente: Mondino y Alaniz, 2003			

En Uruguay en las temporadas 2000-2001 y 2001-2002 se evaluó la viabilidad de dicho programa en montes seleccionados de variedades tipo Red. A excepción de ese primer año, en el resto no se pudo encontrar montes que clasificaran dentro del grupo de baja DPA. Concluyen que en nuestras condiciones es limitada la potencialidad del Programa de Aplicaciones Reducidas para nuestras condiciones de producción (Mondino y Alaniz, 2003).

Eliminación de las aplicaciones de fungicidas durante el verano

A pesar de que las recomendaciones técnicas indican que las aplicaciones de fungicidas durante el verano no son necesarias si se obtuvo un buen control de la Sarna primaria, en la práctica se siguen realizando aplicaciones junto a la de insecticidas, desde mediados de diciembre (fin de descarga de ascosporas) hasta la cosecha.

Dado el conocimiento de que existe una menor sensibilidad al ataque de *Venturia inaequalis* en los tejidos maduros y en que las condiciones climáticas durante este período son poco favorables a la ocurrencia de infección, se propone la eliminación completa de las aplicaciones de fungicidas durante este período. Esto ha dado resultados positivos en ensayos realizados en variedades tipo Red, donde se demostró que es una estrategia factible de realizar. Los resultados obtenidos prueban que la eliminación de fungicidas durante el verano no afecta negativamente el control de la Sarna del manzano en frutas a cosecha y tampoco durante la conservación frigorífica (Alaniz *et al.*, 2003).

Esta estrategia no ha sido ensayada en variedades de ciclo largo en las cuales podrían ocurrir infecciones de Sarna durante el otoño, cuyos síntomas podrían aparecer durante el almacenamiento.

2.3.2 PODREDUMBRE NEGRA Y PODREDUMBRE BLANCA

2.3.2.1 Importancia de *Botryosphaeria* spp.

Botryosphaeria spp. son hongos fitopatógenos que se encuentra en todas las regiones donde se cultivan frutales de pepita, siendo más importantes en zonas cálidas y húmedas. Si estas condiciones se presentan durante todo el verano y sobre la cosecha, pueden llegar a ser el problema más importante de cosecha y poscosecha, ocasionando pérdidas del 80-100%, si no son adecuadamente controladas (Starkey y Hendrix, 1980; Latorre y Toledo, 1984).

Estas enfermedades se siguen desarrollando en el almacenamiento, y si la totalidad de la fruta dañada no es descartada previo a su conservación, puede haber una pérdida completa (Manning *et al.*, 1996a)

La Podredumbre Negra y Podredumbre Blanca son conocidas como las “Enfermedades de Verano”. Se observan principalmente en montes viejos o que están creciendo en condiciones no adecuadas o en montes de las variedades más susceptibles como por ejemplo Red Chief (Mondino, 2005).

A nivel nacional no existe información sobre la incidencia y epidemiología de estos patógenos. Resultados primarios de ensayos realizados durante las temporadas 2001-2002 y 2002-2003 en montes de manzanos tipo Red, indicaron que los patógenos predominantes en las podredumbres de frutos son *Botryosphaeria* spp a cosecha y *Alternaria* spp. en el almacenamiento (Leoni *et al.*, 2003).

2.3.2.2 Organismos Causales

Botryosphaeria spp. es un género de hongos superiores clasificados dentro de la subdivisión Ascomycotina (ascomicetos, hongos de saco) produce esporas

sexuales, denominadas ascosporas, en grupos de ocho en el interior de ascas. Dentro de la subdivisión se lo clasifica como Clase Pyrenomycetes: incluye hongos que forman sus ascas en cuerpos fructíferos totalmente cerrados (cleistotecios) o en cuerpos fructíferos que presentan una abertura (peritecios). Finalmente se lo incluye dentro del orden Sphaeriales donde los peritecios que forman tienen paredes firmes y colores oscuros (Agrios, 1995).

El estado sexual de las especies del género *Botryosphaeria* raramente es observado en la naturaleza o bajo condiciones de laboratorio. La clasificación e identificación de las mismas se basa en características morfológicas de sus conidios: tamaño, color, existencia o no de septos, textura de la superficie y morfología de sus conidióforos. En algunos casos se considera el hospedero en que fue encontrado (Zhou *et al.*, 2001).

Phillips (2002) en el Centro de Recursos Microbiológicos de la Facultad de Ciencias y Tecnología de la Universidad Nova de Lisboa (Portugal), elaboró una clave de las especies más comunes de *Botryosphaeria* spp., la cual puede ser empleada como guía para la identificación de las mismas (Cuadro 20 en Anexo)

Botryosphaeria spp. son responsables de distintos tipos de síntomas que aparecen en árboles de manzanos, incluyendo podredumbres de frutas, manchas en hojas y canchros en ramas (Brown-Rytlewski y McManus, 1999). También causan podredumbres en peras y membrillos (Travis *et al.*, 2003a).

En climas cálidos la podredumbre en fruta es muy significativa y en zonas de climas fríos los canchros pueden causar importantes pérdidas. La poda en verde realizada en verano deja a los árboles vulnerables al ataque de estos hongos (Brown-Rytlewski y McManus, 1999). Las especies de *Botryosphaeria* más importantes en causar enfermedades en pomáceas y frutales de carozo son *B.dothidea* y *B.obtusa* (sinónimo *B.ribis*) (Brown y Britton, 1986).

2.3.2.2.1 *Botryosphaeria dothidea*

Es una especie reportada en diferentes partes del mundo, principalmente en regiones templadas y tropicales. Se lo puede encontrar como patógeno de muchos vegetales como: *Ribis*, *Grossularia*, *Amygdalus*, *Araucaria*, *Citrus*, *Eucalyptus*, *Ligustrum*, *Liquidambar*, *Magnolia*, *Malus*, *Olea*, *Pandanus*, *Pinus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Rhodoleia*, *Solanum*, *Vitis*, entre otros; en ellos causa canchros y podredumbre en frutas. La actividad de este hongo es muy dependiente de la temperatura lo que lleva a tener diferencias entre regiones, en la severidad de la enfermedad y su epidemiología (Punithalingam y Holliday, 1973; Brown y Britton, 1986).

Dothiorella mali y *Fusicoccum* sp, son aceptados como los estados imperfectos de *B.dothidea*. *D.mali* produce en picnidios macroconidios hialinos, con septos, de 16-31 X 4-8µm y microconidios hialinos de 2-3 X 1µm. *B.dothidea* produce ascosporas hialinas, de forma ovoide y tamaño de 17-28 X 7-21µm (Figura 8) (Punithalingam y Holliday, 1973; Brown y Britton, 1986).

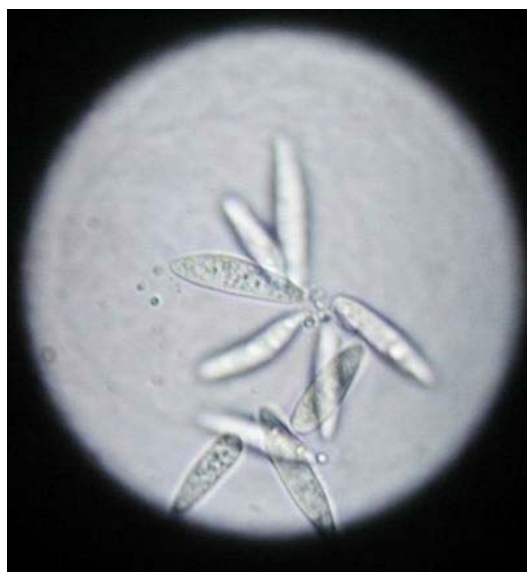


Figura 8: Conidios de *D.mali*.

Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino, Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

2.3.2.2.2 *Botryosphaeria obtusa*

Es una especie reportada principalmente en regiones templadas: Europa, norte de África, América del Norte y Sur, India, Japón, oeste de Australia, Tasmania y Nueva Zelanda. Se lo puede encontrar como patógeno de muchos vegetales como: *Malus*, *Vitis*, *Hacer*, *Agnus*, *Amygdalus*, *Citrus*, *Crataegus*, *Liquidambar*, *Magnolia*, *Pinus*, *Platanus*, *Prunus*, *Salix*, entre otros. En pomáceas y viña causa cancros y decaimiento; puede vivir saprofiticamente en madera muerta o corteza de de muchas plantas leñosas. En manzana *B.obtusa* es responsable de cancros, manchas de hojas “ojo de rana” y Podredumbre Negra de fruta (Punithalingam y Waller, 1973; Brown y Britton, 1986).

Su forma imperfecta *Sphaeropsis malorum* forma conidios que no presentan septos, de forma oblonga, tamaño de 20-26 X 9-12µm; en picnidios. *B.obtusa* produce ascosporas fusiformes, unicelulares, a veces presentan un septo, de 25-33 X 7-12µm, siendo más anchas en la región media (Figura 9).



Figura 9: Conidios de *Sphaeropsis malorum*

Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino, Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

2.3.2.3 Síntomas

2.3.2.3.1 *Botryosphaeria dothidea*

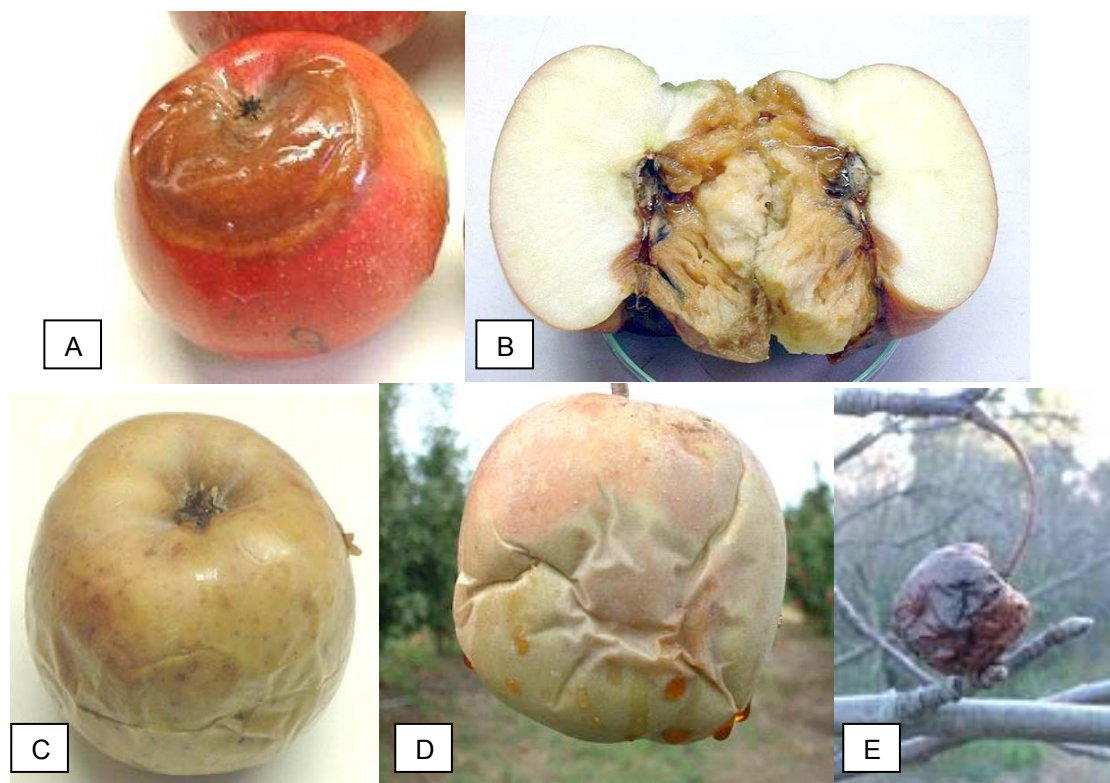
B.dothidea aparece como parásito de heridas o puede penetrar directamente al vegetal por lenticelas, los árboles heridos muestran una mayor incidencia de infecciones y canchros más grandes (Brown y Britton, 1986).

El primer síntoma en manifestarse en los tallos es una pequeña lesión hundida de color rojo. En las ramas podadas, si la infección está asociada al corte, el área hundida se observa primero al margen del mismo. Estos síntomas son consecuencia del colapso e invasión del micelio de *B.dothidea* en las células corticales. La corteza comienza a deprimirse y se separa el peridermo debido a la desorganización de la misma, lo que puede originar ampollas las que en ocasiones se agrietan, rompen la epidermis y exudan líquido. La peridermis se vuelve de color naranja oscuro y papiráceo y se puede pelar. Se pueden desarrollar canchros elípticos y eventualmente anillados de brotes pequeños (Brown y Britton, 1986; Jones y Aldwinckle, 1991).

Los picnidios aparecen inicialmente en el peridermo, luego de 6 semanas de infección de tejidos jóvenes suculentos. La cantidad y duración de las lluvias son los factores más importantes en la determinación del tiempo y cantidad de inóculo producido (Brown y Britton, 1986; Jones y Aldwinckle, 1991).

B.dothidea produce infecciones en fruta que resultan en una podredumbre blanda y de color claro (marrones a cenicientos), conocida comúnmente como “Podredumbre Blanca”. Las lesiones se pueden observar de 4 a 6 semanas antes de la cosecha, aunque pueden haber ocurrido temprano en la estación. Los síntomas iniciales son manchas pequeñas, circulares, levemente hundidas, marrón clara que pueden estar rodeadas de un halo rojo (Figura 10 A). La podredumbre avanza en profundidad en forma cilíndrica hacia el corazón

(Figura 10 B), llegando a tomar todo el fruto lo que le da aspecto de “manzana asada” (Figura 10 C y D). En ocasiones se observa exudado meloso y la aparición de puntuaciones negras las que corresponden a las estructuras reproductivas del hongo. Los frutos podridos generalmente se caen, aquellos que permanecen prendidos al árbol finalmente se pueden momificar (Figura 10 E) (Brown y Britton, 1986; Jones y Aldwinckle, 1991; Mondino, 2005).



Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino. Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

Figura 10: (A) Síntoma inicial; (B) Color marrón claro a ceniciento que toma el fruto; (C) Exudado meloso de los frutos; (D) Avance en profundidad de la podredumbre; (E) Fruto momificado.

La podredumbre en fruto en condiciones de clima cálido (25-30°C) se manifiesta con colores claros, blanda y aguada. Bajo condiciones de clima fresco la podredumbre se manifiesta como áreas más firmes y más oscura,

pareciéndose a la podredumbre causada por *B.obtusa* (Jones y Aldwinckle, 1991).

2.3.2.3.2 *Botryosphaeria obtusa*

B. obtusa ocasiona podredumbre de fruta conocida como “Podredumbre Negra”. Se inicia como puntos menores a un milímetro de diámetro de color rojo que se tornan púrpuras, al crecer se convierten en manchas más oscuras con el centro marrón claro. En frutos maduros son negras con un halo rojo y presentan forma irregular. Cuando la podredumbre crece se cubre de cuerpos fructíferos negros (picnidios) formando círculos concéntricos que alternan coloraciones marrones y negras. Es una podredumbre firme y la lesión no es deprimida. El avance en profundidad es irregular, llegando a tomar la totalidad del fruto donde se puede observar exudados melosos. Si el fruto permanece en el árbol puede momificarse (Figura 11C) (Jones y Aldwinckle, 1991; Mondino, 2005).

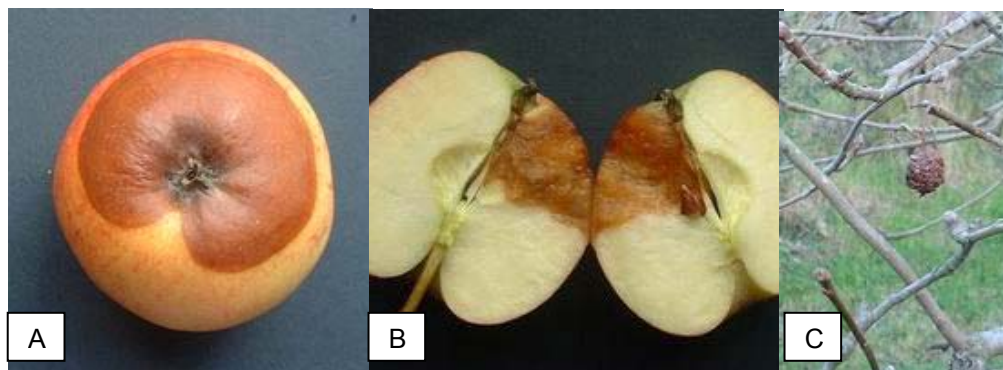


Figura 11: (A) Color marrón claro toma el fruto; (B) Avance en profundidad de la podredumbre; (C) Fruto momificado.

Fuente: Ing. Agr. Pedro Mondino, SSD. Unidad de Fitopatología, Facultad de Agronomía. UDELAR.

Los síntomas en hojas aparecen de una a tres semanas después de caída de pétalos. La infección comienza como pequeños puntos púrpura, que se

tornan en lesiones marrones, circulares, de 4 a 5mm de ancho. Presentan márgenes oscuros que les da apariencia de “ojo de rana”. Infecciones severas pueden causar amarillamiento y defoliación (Manning *et al.*, 1996a; Travis *et al.*, 2003a).

La enfermedad también ataca madera causando canchales. Al principio estos son pequeños, ovalados y de color diferente al resto de la corteza. Los canchales pueden crecer durante varias estaciones, pudiendo anillar la rama (Manning *et al.*, 1996a).

2.3.2.4 *Ciclo de la enfermedad*

Botryosphaeria spp. sobreviven en el invierno como micelio, picnidios y pseudotecios en canchales, corteza muerta colonizada y frutos momificados en los árboles. Ramitas muertas y frutos que no completan su desarrollo son rápidamente colonizados por este hongo. Las esporas son liberadas temprano en la primavera durante las lluvias, el agua o el viento las transportan hacia los puntos de infección. Cuando los frutos están desarrollados, las heridas son la principal vía de entrada del patógeno, aunque el hongo puede atravesar directamente el tejido sano. Las infecciones en frutos no son visibles hasta luego de varias semanas (Jones y Aldwinckle, 1991; Mondino, 2005).

Los conidios y ascosporas son liberados desde las estructuras fructíferas, durante las lluvias, los conidios son mayormente diseminados por agua y las ascosporas por aire. Las ascosporas y conidios germinan en un rango de temperatura de 16 a 32°C, combinado con 4 horas de mojado y alta humedad (más de 92%). Se necesita un mayor período de mojado a bajas temperaturas. Las infecciones en hoja ocurren a un óptimo de temperatura de 26,6°C y 4,5 horas de mojado, siendo poco probable que la infección se disperse desde las

hojas hacia los frutos. La temperatura óptima para que ocurra infección va desde 20 a 24°C, con un período de mojado de 9 horas (Jones y Aldwinckle, 1991).

Dentro del árbol la infección se dispersa en forma de cono partiendo en el ápice de un brote muerto o un fruto momificado (Travis *et al.*, 2003a).

Las esporas pueden infectar hojas, cáliz de flores, pequeños frutos y brotes con heridas. La infección en hoja se desarrolla durante la caída de pétalo, el conidio germina y penetra a través del tejido o heridas (Travis *et al.*, 2003a).

El ciclo de *Botryosphaeria dothidea* (Podredumbre Blanca) es similar pero no presenta síntoma en hojas (Brown-Rytlewski y McManus, 1999).

2.3.2.5 Manejo de la enfermedad

El método de control más eficiente consiste en eliminar todas las posibles fuentes de inóculo. El hongo sobrevive tanto en fruta infectada y momificada como en ramas con canchales. Estas fuentes de inóculo deben ser retiradas del monte para evitar su dispersión (Manning *et al.*, 1996a; Mondino, 2005).

Estas enfermedades pueden ser manejadas bajo un programa preventivo de aplicaciones de fungicidas durante la estación de crecimiento, comenzando en el estadio de punta plateada, continuando con intervalos de 10 a 14 días. El control químico dirigido al control de los canchales en madera no es efectivo, mientras que para las podredumbres en fruta el control es poco eficiente (Jones y Aldwinckle, 1991).

El manejo más adecuado de estas enfermedades es la combinación de prácticas culturales con aplicaciones de fungicidas, dado que cada uno por separado no provee de un control satisfactorio (Brown y Britton, 1986).

2.3.3 PODREDUMBRE AMARGA EN MANZANAS

2.3.3.1 Importancia de la enfermedad

La Podredumbre Amarga es causada por *Glomerella cingulata* (Stoneman) Spaulding y Schrenk (Noe y Starkey, 1982; Shi *et al*, 1996). Se encuentra ampliamente distribuida en el mundo, pudiendo causar importantes pérdidas en estaciones cálidas y húmedas (Agrios, 1995). Sus huéspedes son los frutales de pepita como manzanos y perales, aunque también se encuentra en muchos otros huéspedes causando distintas enfermedades (en durazneros y nectarinos, el mismo hongo causa la enfermedad llamada antracnosis) (Manning *et al*, 1996b; Travis *et al.*, 2003b).

Junto con *Botryosphaeria* spp. son los patógenos causantes de las llamadas “Enfermedades de Verano”, *Glomerella cingulata* es potencialmente más destructiva que *Botryosphaeria* spp (Ellis, 2005).

2.3.3.2 Organismo Causal

Glomerella cingulata pertenece a la subdivisión Ascomycotina, clase Pyrenomycetes, orden Sphaeriales al igual que el género *Botryosphaeria* spp. (Agrios, 1995).

Colletotrichum gloeosporioides (Penz.) (fase teleomórfica de *Glomerella cingulata*) produce acérvulos debajo de la cutícula, la cual se rompe debido al crecimiento de los conidióforos y conidios. Los conidios son hialinos y unicelulares, de diferentes tamaños (9-24 X 3-6µm) y formas. Los peritecios (85-300µm de diámetro) se encuentran solitarios o agregados, pueden ser globosos a piriformes y de color marrón oscuro a negro. Las ascas son cilíndricas o con forma de clavos y tamaño de 35-80 X 8-14µm. Las ascosporas son hialinas,

unicelulares, levemente curvadas y tamaño de 12-22 X 3,5-5µm (Jones y Aldwinckle, 1991).

La Podredumbre Amarga también es causada por *Colletotrichum acutatum* J. H. Simmonds. Los conidios son hialinos, mayormente fusiformes, de 8 -16 X 2,5 - 4µm, con las terminaciones en punta o a veces una es redondeada. Ninguna fase teleomórfica ha sido asociada con *Colletotrichum acutatum* (Jones y Aldwinckle, 1991).

2.3.3.3 Síntomas

Los síntomas se observan principalmente en frutos, aunque en algunos países el daño en hojas y canchros en ramitas revisten importancia (Agrios, 1995; García, 1998).

Las primeras infecciones pueden ocurrir temprano en la estación, incluso enseguida de floración (Jones y Aldwinckle, 1991) y continuar durante todo el desarrollo del fruto hasta su cosecha (García, 1998). Sin embargo los síntomas aparecen con mayor frecuencia hacia mediados o fin del verano, cuando los frutos se aproximan a su tamaño máximo (Noe y Starkey, 1982; Agrios, 1995); según Noe y Starkey, (1982) la susceptibilidad del fruto depende del contenido de sucrosa, pero las diferentes variedades de manzanas son susceptibles en sus diferentes estados de desarrollo.

En frutos se observan lesiones circulares y de color pardo oscuro; su centro es deprimido con los bordes levantados. Cuando las manchas alcanzan un tamaño de 1,5 a 2cm se desarrollan los acérvulos. Estos son estructuras de producción de esporas, y se disponen formando anillos concéntricos. Si la humedad relativa es alta los acérvulos exudan masas gelatinosas de color salmón crema, que corresponden a las esporas del hongo (conidios). Estas esporas son lavadas por lluvias alcanzando frutos en crecimiento (Jones y

Aldwinckle, 1991; Manning *et al*, 1996b; Shi *et al*, 1996; García, 1998; Travis *et al.*, 2003b).

Al realizar un corte longitudinal en la fruta, en la zona de la lesión, ésta se ve marrón claro, de apariencia húmeda y en forma de cono hacia el centro de la manzana (forma de “V”) (Shi *et al*, 1996). Esta es una característica utilizada para distinguir *Glomerella cingulata* de *Botryosphaeria* spp. (Jones y Aldwinckle, 1991; Ellis, 2005).

Algunos frutos infectados caen al suelo, mientras que otros se momifican y quedan adheridos al árbol durante el invierno (Jones y Aldwinckle, 1991; Manning *et al*, 1996b; Travis *et al.*, 2003b).

Las lesiones en hojas se ven como pequeñas manchas irregulares, rojizas que se tornan marrones, de 0,5 a 1,5cm de ancho, las hojas con alto grado de infección caen (Jones y Aldwinckle, 1991; Manning *et al*, 1996b). Los canchros son ovalados y hundidos. Ambos tipos de lesiones son poco frecuentes (Ellis, 2005).

2.3.3.4 Ciclo de la Enfermedad

El hongo sobrepasa el invierno como peritecios y acérvulos en frutos momificados infectados en la estación anterior y como micelio en madera muerta colonizada y canchros. Los conidios desde los acérvulos y las ascosporas desde los peritecios, son liberados durante las lluvias en toda la estación de crecimiento, los conidios son mayormente diseminados por agua y las ascosporas por aire (Jones y Aldwinckle, 1991).

Las primeras infecciones pueden ser fuente de inóculo secundario creciendo y diseminando la enfermedad especialmente a temperaturas cálidas, también se disemina en el almacenamiento (Taylor, 1971).

Para que se desarrolle la Podredumbre Amarga es necesario que existan temperaturas mayores a 21°C y humedad relativa de 80 a 90%, siendo la temperatura óptima de infección de 26°C. No existe infección a temperaturas mayores a 34°C (Noe y Starkey, 1980).

Tanto los conidios como las ascosporas germinan en presencia de agua libre y producen apresorios. La infección puede ocurrir en tan solo 5 horas a 26°C (Jones y Aldwinckle, 1991). Si las condiciones son favorables, el hongo es capaz de germinar y penetrar los frutos a través de tejido sano (Manning *et al.*, 1996b; Travis *et al.*, 2003b).

Los conidios son dispersados por lluvia y viento. Cuando ocurren precipitaciones y temperaturas mayores a 18°C, se producen abundantes conidios por lesión y la enfermedad se disemina muy rápidamente dentro del propio árbol, a través de salpicaduras, logrando una distribución en forma de cono. La diseminación a distancia se realiza mayormente a través de insectos y pájaros (García, 1998). Esto implica que la diseminación de la enfermedad dentro del monte ocurra en forma de focos (Jones y Aldwinckle, 1991).

En el fruto es común que se desarrollen varias manchas y se fusionen pudriéndolo. Este puede desprenderse del árbol o momificarse y quedar adherido al árbol (Agrios, 1995). En estos frutos momificados el hongo permanece de un año para otro, siendo la fuente de infección primaria más importante. También pueden sobrevivir en canchales en ramas (García, 1998).

Las epidemias más severas ocurren cuando el clima es cálido y húmedo, temprano en la estación, y las infecciones comienzan temprano, proveyendo de abundante inoculo secundario (Jones y Aldwinckle, 1991).

2.3.3.5 Manejo de la enfermedad

La sanidad del monte es clave para un efectivo control de ésta enfermedad. Pilas de ramas podadas así como frutos momificados, son importante fuente de inóculo que debe ser removido del monte y posteriormente quemados (Manning *et al*, 1996b; García, 1998; Travis *et al.*, 2003b).

Cualquier manejo que favorezca la salud del árbol es crítico para evitar que se desarrollen canchros. Podar adecuadamente los árboles, fertilizar balanceadamente, basada en análisis foliares y de suelo (Ellis, 2005).

Se debe descartar toda la fruta dañada por mínima que sea la lesión, dado que, de lo contrario se puede desarrollar en cámara frigorífica (Manning *et al*, 1996b).

El uso de fungicidas en combinación con estas prácticas culturales es beneficioso para el control de podredumbres en fruto, no así para canchros (Ellis, 2005).

Si la incidencia de *Glomerella cingulata* es importante en el monte, es necesario realizar aplicaciones periódicas de fungicidas de contacto, desde mediados de Noviembre hasta cosecha (Manning *et al*, 1996b). Los diferentes cultivares de manzanos y perales varían en su susceptibilidad a la Podredumbre Amarga, pero ninguno es suficientemente resistente como para prescindir de aplicaciones de fungicidas (Jones y Aldwinckle, 1991).

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 DESCRIPCIÓN DE LOS MONTES

Durante la temporada 2003-2004 el trabajo se realizó en montes de tres predios ubicados en Melilla, Libertad y Kiyú (Cuadro 10).

Cuadro 10: Descripción de los cuadros de manzanos evaluados durante la temporada 2003-2004.

Cuadro de manzanos Pink Lady™-Cripps Pink.
Predio Sr. Rodríguez Maestro. Libertad-Departamento de San José.



Año de plantación: 2000
Marco de plantación: 4mts x 1,10mts
Densidad: 2273 plantas/há
Conducción: Eje central
Portainjerto: M9
Variedad polenizadora: Grupo Gala

Cuadro de manzanos Pink Lady™-Cripps Pink.
Predio Sr. Elzaurdia. Melilla-Departamento de Montevideo.



Año de plantación: 1999
Marco de plantación: 3,5mts X 1,0mts
Densidad: 2857 plantas/há
Conducción: Eje central
Portainjerto: M9
Variedad polenizadora: Mondial Gala

Cuadro de manzanos Granny Smith.
Establecimiento Mi Granja. Kiyú-Departamento de San José



Año de plantación: 1990
 Marco de plantación: 4,5mts X 2,5mts
 Densidad: 889 plantas/há
 Conducción: Líder Central
 Portainjerto: MM106
 Variedad polenizadora: Grupo Fuji

3.2 VARIEDADES EMPLEADAS EN EL EXPERIMENTO

Las variedades evaluadas Granny Smith y Pink LadyTM - Cripps Pink, se las puede clasificar según la época de recolección como tardías (marzo-abril). A continuación se las caracteriza empleando información generada por el IRTA en dos zonas frutícolas de Cataluña (Iglesias *et al*, 2000).

Variedad: Granny Smith, Cultivar: Granny Smith

Variedad difundida a escala mundial, principalmente en América del Sur, Sudáfrica, oeste de Estados Unidos, Unión Europea y Nueva Zelanda (Cuadro 4). Es empleada como polenizadora de muchas variedades comerciales y es la tercera variedad en importancia después de “Golden Delicious” y “Red Delicious”, con una tendencia clara a la disminución de la producción en los últimos años.

El árbol es de vigor medio-alto, fructificación tipo IV, acrotonia marcada y porte erecto que en producción toma aspecto “llorón”, típico de la variedad. La

entrada en producción es rápida y la productividad elevada, con un alto potencial productivo.

Sus principales características son: fruto de color verde, lenticelas blancas marcadas, calibre mediano y homogéneo, forma redonda a ligeramente alargado y simétrico, con pedúnculo corto y delgado. Textura consistente, firme y crujiente. Pulpa color blanco-verde, jugosa, de gusto marcadamente acidulado en el momento de cosecha. Presenta buena aptitud para la manipulación.

Presenta buen comportamiento respecto a heladas por su largo período de floración y la época de recolección tardía. Floración muy abundante, con polen de muy buena calidad. Puede ser polenizada por variedades de los grupos Gala, Red Delicious, Fuji y Cripps Pinky-Pink LadyTM. En Uruguay es la principal variedad polinizadora, aunque también se encuentran montes puros.

Presenta buena aptitud para la conservación frigorífica, alta sensibilidad al escaldado. Es sensible a Sarna (*Venturia inaequalis*), medianamente sensible a oidio (*Oidium farinosum*) y sensible a decoloraciones por exposición al sol.

Variedad: Pink LadyTM, Cultivar: Cripps Pink.

Es una variedad de reciente introducción en las regiones productoras, que ha tenido una amplia y rápida difusión. Es producida a pequeña escala en Estados Unidos, Europa, Nueva Zelanda, Chile, Argentina, Uruguay, entre otros. Fue creada a través del cruzamiento de “Golden Delicious” x “Lady Williams” (Realizados por J.E.L.Cripps en Australia).

Árbol de vigor medio a alto, fructificación tipo III, con una tendencia marcada a la basitonía. La entrada en producción es rápida y la productividad elevada.

Sus principales características son: fruto de color rojo-rosado cubriendo $\frac{3}{4}$ partes de la superficie del fruto, sin estrías, calibre medio a alto y bastante regular, forma troncocónica, alargada y homogénea. De textura firme y crujiente. Fruto frágil por lo que debe ser recolectado con delicadeza, por lo tanto presenta aptitud media a la manipulación. Presenta altos contenidos de azúcares y de ácidos.

Floración temprana y la época de recolección tardía. Puede ser polenizada por las variedades del grupo Gala, Braeburn, Granny Smith, Fuji, etc.

Es medianamente sensible a oidio (*Oidium farinosum*) y Sarna del manzano (*Venturia inaequalis*) en hoja. Presenta sensibilidad media a los golpes de sol.

3.3 DISEÑO DEL EXPERIMENTO

El ensayo se instaló a mediados de diciembre, luego de finalizado el período de infecciones de Sarna primaria, hasta este momento los montes se manejaron según la estrategia de control de Sarna establecida por cada productor (Cuadro 11 y 21, 22, 23 en Anexo).

Los tratamientos instalados sobre los montes de Granny Smith y Pink LadyTM - Cripps Pink- son:

- *Testigo (T)*: Aplicaciones estándar de fungicidas que realiza el productor desde mediados de diciembre hasta cosecha (Cuadro 11 y 21, 22, 23 en Anexo).
- *Cubierto en verano y descubierto en otoño (CV/DO)*: aplicaciones estándar de fungicidas que realiza el productor desde el 15 de diciembre hasta el 1º de marzo y a partir del 1º de marzo suspende las aplicaciones de fungicidas hasta la cosecha de la fruta (Cuadro 11 y 21, 22, 23 en Anexo).

▪ *Descubierto en verano y cubierto en otoño (DV/CO)*: desde el 15 de diciembre hasta el 1º de marzo el productor suspende las aplicaciones de fungicidas y a partir del 1º de marzo retoma las aplicaciones estándar de fungicidas (Cuadro 11 y 21, 22, 23 en Anexo).

Cuadro 11: Períodos cubiertos con fungicidas según cada tratamiento.

Período cubierto con fungicidas 		
Tratamiento	15 diciembre - fin febrero	marzo - a cosecha
T		
CV/DO		
DV/CO		

Cada tratamiento se instaló en tres filas de plantas, el muestreo se realizó sólo en frutas y hojas de la fila central.

La información meteorológica empleada para el análisis del experimento fue recabada de cada predio para las localidades de Kiyú y Libertad y en la localidad de Melilla se utilizó datos emitidos por la Estación Experimental INIA Las Brujas.

3.4 EVALUACIONES

3.4.1 Sarna en fruta

En cada tratamiento se seleccionaron árboles al azar, se tomó una rama principal (primaria) y se determinó presencia o ausencia de síntomas de Sarna en la totalidad de los frutos. Esto se repitió hasta evaluar al menos 300 frutos por tratamiento. Los momentos de medición fueron mediados de diciembre (16-30/12), principios de marzo (1 al 3/3), 2 de abril (cosecha de Granny Smith) y 26/27 de abril (cosecha de Pink LadyTM - Cripps Pink).

3.4.2 Sarna en hojas

Se extrajeron al azar 75 ramas terminales por tratamiento. Las ramas se llevaron al laboratorio y se evaluó visualmente la presencia o ausencia de síntomas de Sarna en todas las hojas de cada rama terminal. Los momentos de medición fueron: mediados de diciembre, marzo, abril (cosecha) y junio (27/5 caída de hojas variedad Granny Smith, y 14/6 variedad Pink LadyTM -Cripps Pink).

3.4.3 Sarna en poscosecha

En el momento de la cosecha se recolectaron 300 frutos aparentemente sanos, por tratamiento, los que se llevaron a la cámara frigorífica convencional (1°C) de Pigato Hermanos. Los frutos de las variedades Granny Smith y Pink LadyTM -Cripps Pink se retiraron en el momento de máximo período de conservación, 7 y 4 meses respectivamente. La fruta se llevó al laboratorio y se registró la presencia o ausencia de síntomas de Sarna en cada fruto.

3.4.4 Podredumbres en fruta

Junto con la evaluación de la incidencia de Sarna en los frutos se cuantificó la presencia o ausencia de síntomas de podredumbres. Los *momentos de evaluación* fueron: mediados de diciembre, principio de marzo, abril (cosecha) y salida de cámara (4/8 variedad Pink LadyTM-Cripps Pink y 11/10 variedad Granny Smith). La fruta que presentó síntomas se llevó al laboratorio donde se observó la sintomatología. Para ello se emplearon los laboratorios de Fitopatología de Facultad de Agronomía y el de INIA Las Brujas. Cada fruto fue numerado y caracterizado por tratamiento. Se realizó aislamiento en cámara de flujo para identificar los agentes causales de esos síntomas. En cada fruto se realizó un corte con navaja esterilizada cercano a la podredumbre (sin tomar contacto con la misma), en la zona de avance se extrajo un fragmento con un

bisturí esterilizado. Se sembró en placas de petri con medio Agar Malta Acidificado (pH 4,5) con sulfato de streptomina (antibiótico) (MA2). Las placas se sellaron con rollopac, se rotularon y se colocaron en estufas a 20 °C. Una vez que las colonias crecieron se repicaron en medio Agar Papa Dextrozado (PDA), así se obtuvo colonias puras, para identificar los hongos causantes de las podredumbres. La identificación se hizo a través de la observación de estructuras reproductivas de los hongos en el microscopio óptico con ayuda de bibliografía. Luego de identificado el agente causal se pasó a tubos de ensayo con medio PDA, los que se llevaron a estufa para permitir el desarrollo de la colonia. Los tubos se colocaron finalmente en la heladera a 4°C, para su conservación a mediano plazo.

3.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El diseño experimental es completamente aleatorio.

Para la evaluación de los ensayos se analizaron las siguientes variables: incidencia de Sarna en hojas, incidencia de Sarna en frutos e incidencia de podredumbre en frutos.

Los resultados obtenidos se procesaron empleando un Modelo Lineal Generalizado a través del procedimiento genmod del sistema SAS.

El Modelo Lineal Generalizado supone que la distribución de los conteos es binomial, por lo tanto utiliza una transformación Logit.

Se emplearon dos modelos diferentes: uno para el análisis de los datos del monte de la variedad Granny Smith y otro para el monte de la variedad Pink LadyTM -Cripps Pink. Los modelos se describen a continuación:

Modelo para el experimento con la variedad Granny Smith:

$$\text{Logit}(p_{ij}) = \mu + \text{Tratamiento } i + \text{Momento } j$$

Donde:

$\text{Logit}(p_{ijk}) = \text{Log}(p/1-p)$, p es la proporción empleada en cada variable

μ : media poblacional

Tratamiento i : efecto del “ i -ésimo” tratamiento

Momento j : efecto del “ j -ésimo” momento

Modelo para el experimento con la variedad Pink Lady™ - Cripps Pink:

$$\text{Logit}(p_{ijk}) = \mu + \text{Lugar } i + \text{Tratamiento } j + \text{Momento } k$$

Donde:

$$\text{Logit}(p_{ijk}) = \text{Log}(p/1-p)$$

μ : media poblacional

Lugar i : efecto del “ i -ésimo” lugar

Tratamiento j : efecto del “ j -ésimo” tratamiento

Momento k : efecto del “ k -ésimo” momento

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 SARNA EN HOJA

La incidencia de Sarna en hoja en diciembre, fue en promedio, 0,47, 0,34 y 0,12% en Libertad, Melilla y Kiyú respectivamente. Al inicio del experimento los tratamientos no se diferenciaron significativamente ya que los montes hasta este momento recibieron igual manejo (Cuadro 12, 13, 14 y 15). Estos valores son bajos, explicado por un manejo adecuado de la Sarna primaria, lo cual influye en la incidencia de Sarna secundaria en los montes.

Cuadro 12: Incidencia de Sarna (*Venturia inaequalis*) en hoja para los diferentes tratamientos y momentos de evaluación, en cada predio.

Predio	Tratamiento	INCIDENCIA DE SARNA (%)			
		Incidencia en hoja			
		Diciembre	Marzo	Cosecha ¹	Caída de hojas
Libertad	T ²	0,296	1,67	2,34	3,5
	CV/DO ³	0,44	0,83	1,52	1,19
	DV/CO ⁴	0,67	0,67	0,69	3,6
	Promedio	0,47	1,06	1,52	2,76
Melilla	T ²	0,44	0,74	1,64	1,8
	CV/DO ³	0,37	1,41	1,78	0,86
	DV/CO ⁴	0,22	2,28	6,42	17,1
	Promedio	0,34	1,48	3,28	6,59
Kiyú	T ²	0	0,62	0,41	0
	CV/DO ³	0,07	0,15	0,44	0,43
	DV/CO ⁴	0,3	0,44	0,63	0,18
	Promedio	0,12	0,40	0,49	0,20

Cosecha¹: Pink Lady™ - Cripps Pink 26-27/4/ 2004; Granny Smith 2/4/2004

T²: Testigo, manejo estándar del productor

CV/DO³ Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño

DV/CO⁴ Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.

La incidencia de Sarna en hoja se incrementó de diciembre a cosecha, en los tres montes evaluados (Cuadro 12), lo cual coincide con experimentos anteriores en variedades tipo Red. Sin embargo los niveles de Sarna en hoja, fueron extremadamente bajos en relación a los obtenidos por Alaniz *et al.* (2003). Las diferencias en la incidencia pueden deberse a que se analizaron variedades diferentes y en diferentes temporadas, siendo la temporada 2003-2004 con escasas precipitaciones.

La incidencia de Sarna en caída de hoja en Libertad y Melilla fue en promedio 2,76 y 6,59% respectivamente, los valores siguieron aumentando, sin embargo estos niveles son bajos comparados con los obtenidos por Alaniz *et al.* (2003) (Cuadro 12).

En Libertad el tratamiento sin aplicaciones de fungicidas durante el verano se diferenció significativamente del resto de los tratamientos (Cuadro 13). En Melilla el nivel de incidencia de Sarna en hoja fue significativamente diferente entre todos los tratamientos (Cuadro 14).

Cuadro 13: Comparación de los tratamientos en Libertad, para los diferentes momentos de evaluación, para la variable Hojas con Sarna/ Hojas totales.

Contraste	Pr > ChiSq			
	Diciembre	Marzo	Cosecha	Caída de hojas
$CV/DO^2 - DV/CO^3$	0.4404 ns	0.6368 ns	0.0526*	0.0013**
$CV/DO^2 - T^1$	0.5291 ns	0.0716*	0.2012ns	0.0019**
$DV/CO^3 - T^1$	0.1761 ns	0.0275*	0.0011**	0.8731ns
ns. Diferencia no significativa				
* Diferencia significativa (α estimado $\leq 0,1$)				
** Diferencia muy significativa (α estimado $\leq 0,01$)				
T^1 : Testigo, manejo estándar del productor				
CV/DO^2 Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño				
DV/CO^3 Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.				

Cuadro 14: Comparación de los tratamientos en Melilla, para los diferentes momentos de evaluación para la variable Hojas con Sarna/ Hojas totales.

Contraste	Pr > ChiSq			
	Diciembre	Marzo	Cosecha	Caída de hojas
CV/DO ² - DV/CO ³	0.4836ns	0.0958ns	<.0001**	<.0001**
CV/DO ² - T ¹	0.7629ns	0.0985ns	0.8138ns	0.0801*
DV/CO ³ - T ¹	0.3261ns	0.0019**	<.0001**	<.0001**
ns. Diferencia no significativa				
* Diferencia significativa (α estimado $\leq 0,1$)				
** Diferencia muy significativa (α estimado $\leq 0,01$)				
T ¹ :Testigo, manejo estándar del productor				
CV/DO ² Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño				
DV/CO ³ Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.				

Cuadro 15: Comparación de los tratamientos en Kiyú, para los diferentes momentos de evaluación, para la variable Hojas con Sarna/ Hojas totales.

Contraste	Pr > ChiSq			
	Diciembre	Marzo	Cosecha	Caída de hojas
CV/DO ² - DV/CO ³	0.2057ns	0.1778ns	0.5173ns	0.3201ns
CV/DO ² - T ¹	nc	0.0705*	0.8890ns	nc
DV/CO ³ - T ¹	nc	0.5419ns	0.4462ns	nc
nc. No corresponde. El Programa SAS no permite su análisis.				
ns. Diferencia no significativa				
* Diferencia significativa (α estimado $\leq 0,1$)				
T ¹ :Testigo, manejo estándar del productor				
CV/DO ² Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño				
DV/CO ³ Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.				

En el predio de Melilla, variedad Pink LadyTM - Cripps Pink, se observó un mayor nivel de Sarna en el tratamiento sin aplicaciones de fungicidas durante el verano, tanto en cosecha como en caída de hojas. Este nivel de Sarna se debe a la ocurrencia de posibles períodos de infección durante el verano, donde los árboles estaban desprotegidos. En hojas la resistencia a Sarna aumenta con la

edad, las hojas adultas tienen un largo período de incubación (dos meses), por lo tanto las infecciones de verano se manifiestan tarde en la estación (MacHardy, 1996).

En Kiyú, variedad Granny Smith, se observó un severo ataque de Arañuela roja europea (*Panonychus ulmi*), ocasionando una importante defoliación, principalmente de hojas afectadas, enmascarando así el nivel de Sarna encontrado en el monte. Los valores promedios observados de incidencia de Sarna en hoja fueron 0,40, 0,49 y 0,20% en febrero, a cosecha y a caída de hojas respectivamente (Cuadro 12). No mostrando diferencias significativas entre tratamientos en los distintos momentos de evaluación (Cuadro15).

En todos los montes el aumento de Sarna en hoja a cosecha, no tuvo efecto en el nivel de Sarna en fruto, dado que no se vio afectada la producción, coincidente con Alaniz *et al.* (2003) (Cuadro 16).

4.2 SARNA EN FRUTO

Durante la temporada 2003-2004 la incidencia de Sarna en fruto fue extremadamente baja, menor al uno por ciento, en todos los tratamientos. Los montes presentaban un buen control de la Sarna primaria con baja incidencia de Sarna en fruto (Cuadro 16).

Se puede observar que el porcentaje de Sarna en fruto a cosecha fue cero, para todos los montes y todos los tratamientos, lo cual indica que las aplicaciones de fungicidas no fueron necesarias (Cuadro 16). Esto podría estar explicado por diferentes causas. Una de ellas es la ausencia de patógeno virulento en el monte. Esto se descarta dada la observación de síntomas de la enfermedad tanto en hoja como en algunos frutos, aunque en un bajo porcentaje (Cuadro 12 y 16).

Cuadro 16: Incidencia de Sarna (*Venturia inaequalis*) en fruto para los diferentes tratamientos y momentos de evaluación, en cada predio.

Predio	Tratamiento	INCIDENCIA DE SARNA (%)			
		Incidencia en fruto			
		Diciembre	Marzo	Cosecha ¹	Conservación ²
Libertad	T ³	0	0	0	0,64
	CV/DO ⁴	0	0	0	0
	DV/CO ⁵	0,37	0,32	0	0
	Promedio	0,12	0,11	0	0,21
Melilla	T ³	0	0	0	0
	CV/DO ⁴	0	0,34	0	0
	DV/CO ⁵	0	0	0	0
	Promedio	0	0,11	0	0
Kiyú	T ³	0	0,41	0	0
	CV/DO ⁴	0	0	0	0
	DV/CO ⁵	0,36	0	0	0
	Promedio	0,12	0,14	0	0

¹Cosecha: Pink Lady™ - Cripps Pink 26-27/4/ 2004; Granny Smith 2/4/2004

²Conservación: Pink Lady™ - Cripps Pink 4 meses; Granny Smith 7 meses.

T³: Testigo, manejo estándar del productor

CV/DO⁴ Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño

DV/CO⁵ Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.

La segunda causa puede ser la ausencia de condiciones ambientales favorables para que se produzca infección. Durante el experimento la ocurrencia de precipitaciones fue escasa y las temperaturas medias variaron entre 12°C y 22 °C, determinando solamente cuatro probables períodos de infección en Melilla y Libertad y cinco en Kiyú (Figuras 17, 16 y 15 en Anexo). Según Schwabe *et al.*, (1984) frutos de al menos 10 semanas de edad, requieren para que se produzca infección, de un período de mojado de por lo menos 24 horas a 15°C (Figura 7).

Por último, el tercer factor es la presencia de huésped susceptible. Según Tomerlin y Jones (1983) a medida que se desarrolla el fruto, decrece su susceptibilidad a Sarna.

Durante el otoño de 2004, a pesar de que se presentaron dos posibles períodos de infección en los tres predios (Figura 15, 16 y 17 en Anexo), luego del período de máxima conservación no se observó síntomas de Sarna de almacenamiento. En el tratamiento testigo en el monte en Libertad se observó un fruto con síntomas de Sarna, sin embargo fue una mancha que se desarrolló en el campo y se continuó expandiendo durante su almacenamiento, por lo tanto no fue a causa de infecciones latentes.

En la temporada 2003-2004 no fue posible determinar si la susceptibilidad de las variedades de ciclo largo aumenta en el período previo a la cosecha. Esta disminución de la resistencia estaría determinando infecciones latentes de Sarna en fruta, las cuales se manifiestan durante el almacenamiento (Bratley, 1938-1939; Tomerlin y Jones, 1983).

En la incidencia de Sarna en fruto no hubo efectos de los tratamientos, ni de los lugares, ni de los momentos (Cuadro 16). En este experimento, se puede constatar que la eliminación de aplicaciones de fungicidas durante el verano y el otoño, no provocó un aumento de Sarna en fruto, ni en la aparición de infecciones latentes que luego se desarrollan en el almacenamiento.

4.3 PODREDUMBRES EN FRUTOS

Al momento de inicio del experimento (diciembre), el porcentaje de frutas con podredumbre fue nulo en todos los predios, dado que las podredumbres se manifiestan mayormente a partir de la mitad del desarrollo del fruto (Cuadro 17).

Cuadro 17: Incidencia de podredumbres en fruto para los diferentes tratamientos y momentos de evaluación, en cada predio.

Predio	Tratamiento	INCIDENCIA DE PODREDUMBRES (%)			
		Diciembre	Marzo	Cosecha ¹	Conservación ²
Libertad	T ³	0	0	1,75	0
	CV/DO ⁴	0	0	1,6	0,63
	DV/CO ⁵	0	0	0,33	0,59
	Promedio	0	0	1,23	0,41
Melilla	T ³	0	0,33	0,32	0,68
	CV/DO ⁴	0	0	1,27	0,37
	DV/CO ⁵	0	0	1,95	1,82
	Promedio	0	0,11	1,18	0,96
Kiyú	T ³	0	0,41	0,67	2,7
	CV/DO ⁴	0,71	0,96	0	1,8
	DV/CO ⁵	0	4,25	3,33	3,5
	Promedio	0,24	1,77	1,33	2,67
¹ Cosecha: Pink Lady™ - Cripps Pink 26-27/4/2004; Granny Smith 2/4/ 2004					
² Conservación: Pink Lady™ - Cripps Pink 4 meses; Granny Smith 7 meses					
T ³ Tratamiento Testigo					
CV/DO ⁴ Tratamiento protegido con fungicidas durante el verano y sin protección durante el otoño					
DV/CO ⁵ Tratamiento sin protección con fungicidas durante el verano y protegido en otoño					

En los predios de Libertad y Melilla, variedad Pink Lady™-Cripps Pink, en cosecha y poscosecha el porcentaje de podredumbres de fruto en promedio fue bajo, no superando el 2% (Cuadro 17). Los valores no se diferenciaron significativamente, a excepción del tratamiento descubierto en verano cubierto en otoño comparado con el testigo, para los predios de Melilla y Kiyú, en cosecha (Cuadro 18). Las condiciones ambientales fueron predominantemente secas y en el monte se realizó manejo cultural eliminando frutos con síntomas de podredumbre en el árbol y del suelo. A nivel de poscosecha el bajo nivel puede ser explicado por un manejo correcto en la recolección, evitando golpes y heridas en la fruta.

Cuadro 18: Comparación de los tratamientos en cosecha y poscosecha en Libertad, Melilla y Kiyú, para la variable Fruto podridos/ Fruto totales

Momento	Lugar	Contrastes entre tratamientos		
		Pr > ChiSq		
		CV/DO- DV/CO	CV/DO-T	DV/CO-T
Cosecha	Libertad	0.1479 ns	0.8883 ns	0.1186 ns
	Melilla	0.4874 ns	0.2120 ns	0.0864*
	Kiyú	nc	nc	0.0356*
Conservación	Libertad	0.9511 ns	nc	nc
	Melilla	0.1421 ns	0.6124 ns	0.2385 ns
	Kiyú	0.2161 ns	0.4666 ns	0.5807 ns

nc. No corresponde (el Programa SAS, no permite su análisis)

ns. Diferencia no significativa

* Diferencia significativa (α estimado $\leq 0,1$)

T¹: Testigo, manejo estándar del productor

CV/DO² Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño

DV/CO³ Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.

Cuadro 19: Proporción de podredumbres a cosecha, discriminadas según género.

Predio	Tratamiento	Cosecha			
		Incidencia de podredumbres (%)			
		<i>Botryosphaeria</i>	<i>Colletotrichum</i>	<i>Alternaria</i>	Otros
Libertad	T ¹	0	0	100	0
	CV/DO ²	0	0	80	20
	DV/CO ³	0	0	100	0
Melilla	T ¹	0	0	100	0
	CV/DO ²	0	0	50	50
	DV/CO ³	43	29	14	15
Kiyú	T ¹	0	100	0	0
	CV/DO ²	0	0	0	0
	DV/CO ³	30	70	0	0

T¹: Testigo, manejo estándar del productor

CV/DO² Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño

DV/CO³ Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.

Cuadro 20: Proporción de podredumbres luego de conservación, discriminadas según género.

		Conservación			
		Incidencia de podredumbres (%)			
Predio	Tratamiento	<i>Botryosphaeria</i>	<i>Colletotrichum</i>	<i>Alternaria</i>	Otros
Libertad	T ¹	0	0	0	0
	CV/DO ²	0	0	0	0
	DV/CO ³	0	0	0	0
Melilla	T ¹	0	0	50	50
	CV/DO ²	0	0	100	0
	DV/CO ³	0	0	80	20
Kiyú	T ¹	25	12.5	0	62.5
	CV/DO ²	40	0	0	60
	DV/CO ³	40	10	10	40
T ¹ : Testigo, manejo estándar del productor					
CV/DO ² Montes protegido con fungicidas durante el verano, según el esquema del productor y sin protección durante el otoño					
DV/CO ³ Montes sin protección con fungicidas durante el verano y protegido durante el otoño, según el esquema del productor.					

De los aislamientos realizados, de frutos de la variedad Pink Lady™-Cripps Pink, el género causante de podredumbres encontrado con mayor frecuencia, al momento de la cosecha y poscosecha, fue *Alternaria* spp (Cuadros 19 y 20).

El género *Alternaria* spp se manifestó en fruto como una mancha blanda, hundida, de color marrón oscuro a negro, de borde definido, con diámetro que va de 0,5 a 4cm (Figura 12 A). En corte transversal el avance de la podredumbre hacia el centro es irregular de color marrón y blando (Figura12 B). La colonia en PDA, presentó un crecimiento de aspecto “algodonoso”, color grisáceo con tonos verdosos, mostrando círculos concéntricos. Enés de color negro observándose en ocasiones círculos concéntricos (Figura12 C). Los conidios observados eran alargados de color oscuro, multicelulares en forma de clava.

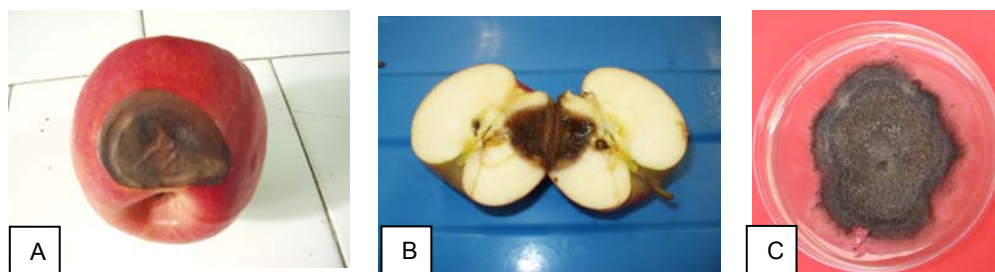


Figura 12: (A) Síntoma en fruto de *Alternaria* spp. (B) Corte transversal (C) Crecimiento de la colonia en PDA.

En el predio de Kiyú, variedad Granny Smith, en cosecha el tratamiento sin fungicidas durante el verano alcanzó un 3,33% de incidencia de podredumbres (Cuadro 17), difiriendo significativamente del resto (Cuadro 18). La incidencia de podredumbres, principalmente *Colletotrichum* spp., en este tratamiento fue más alta en relación a los otros predios. De los aislamientos realizados, los géneros causantes de podredumbres en fruto encontradas con mayor frecuencia, al momento de la cosecha y poscosecha, fueron *Colletotrichum* spp. y *Botryosphaeria* spp (Cuadros 19 y 20).

El síntoma en fruto del género *Colletotrichum* se observó como una mancha circular, blanda, hundida, de color marrón claro con puntuaciones negras (acérvulos), formando círculos concéntricos. En presencia de humedad se observó sobre los acérvulos una masa gelatinosa de color salmón, que se corresponde con las esporas del hongo (Figura 13 A). En corte transversal el avance de la podredumbre hacia el centro es de forma cónica (en “V”), de color marrón claro y blando (Figura 13 B). El crecimiento de la colonia en PDA presentó dos patrones, colonias de color gris-verdoso y colonias blancas. Ambos tipos mostraban círculos concéntricos con esporulación salmón en el centro. Envés de color negro-verdoso con círculos concéntricos en la colonia gris y blanco con centro salmón en la blanca. A los dos meses aproximadamente se observó sobre el crecimiento de la colonia, grupos de acérvulos de color negro

(Figura 13 C). En las colonias se presentan dos tipos de conidios: conidios hialinos, de forma cilíndricos con terminaciones obtusas, de 10,5 a 15,7 micras de largo; o conidios elipsoidales con un extremo redondeado y el otro con terminación puntiaguda, color grisáceo, de 18 a 21 micras de largo. En la colonia blanca se observó una mayor proporción de los conidios hialinos, mientras que en la gris se observaron los grises. No se pudo llegar a la identificación a nivel de especie de *Colletotrichum*, aunque podrían tratarse de *C. gloeosporioides* y *C. acutatum*. Según bibliografía *Colletotrichum gloeosporioides* presenta colonias blancas y conidios hialinos, mientras que *Colletotrichum acutatum* presenta el otro tipo de colonia y conidios (Jones y Aldwinckle, 1991).



Figura 13: (A) Síntomas en fruto de *Colletotrichum* spp. (B) Corte transversal (C) Crecimiento de la colonia en PDA.

El síntoma de *Botryosphaeria* spp. en fruto se manifestó como una podredumbre blanda de color marrón clara de aspecto ceniciento, mantiene la forma del fruto, con círculos concéntricos (Figura 14 A). En corte transversal el avance de la podredumbre hacia el centro es difuso, de color marrón claro, vítreo y blando (Figura 14 B). Avanzada la podredumbre toma todo el fruto dándole aspecto de “manzana asada”, con exudado meloso. El crecimiento de la colonia en PDA es de color gris oscuro, micelio levantado en el centro de la colonia, de aspecto algodonoso (Figura 14 C). Envés gris oscuro. Las dos especies identificadas fueron *Botryosphaeria dothidea* y *Botryosphaeria obtusa*. La identificación se realizó a través de la observación de los conidios y se

comparó con la clave de Phillips (2002). *Botryosphaeria dothidea* presenta conidios hialinos, de forma fusiforme con terminaciones puntiagudas. *Botryosphaeria obtusa* presenta conidios ovoides, sin septos, de color oscuro.

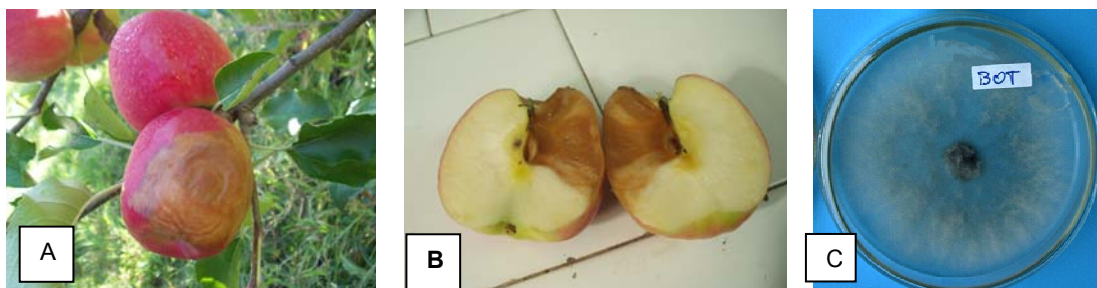


Figura 14: (A) Síntomas en fruto de *Botryosphaeria* spp. (B) Corte transversal (C) Crecimiento de la colonia en PDA.

Los géneros causantes de podredumbres encontrados con mayor frecuencia (*Alternaria* spp., *Colletotrichum* spp., *Botryosphaeria* spp.) coinciden con los ensayos realizados por Alaniz *et al.* (2003). En las variedades de ciclo largo no se observó una predominancia marcada de los géneros discriminada según los momentos de cosecha y poscosecha.

En la variedad Granny Smith se observó principalmente el género *Colletotrichum* spp., dada su alta susceptibilidad a dicho género (García, 1998). En Pink LadyTM- Cripps Pink se observó mayor incidencia del género *Alternaria* spp., sin embargo podría ocurrir que la incidencia del género *Colletotrichum* spp. sea mayor al observado en este ensayo, dado que uno de sus antecesores es la variedad Granny Smith.

Otros géneros encontrados luego de la conservación frigorífica fueron: *Penicillium* spp., *Rhizopus* spp., *Stemphylium* spp. y *Botrytis* spp. Algunos asociados a daños por insectos o mecánicos.

5 CONCLUSIONES

Las aplicaciones de fungicidas dirigidas al control de Sarna del manzano no evitaron el progreso de lesiones en hojas durante el período vegetativo. Por lo tanto, en las condiciones del experimento, las aplicaciones de fungicidas no fueron las adecuadas para el control de Sarna en hoja.

La eliminación de aplicaciones de fungicidas durante el verano y el otoño (temporada 2003-2004), no provocó un aumento de Sarna en fruto, ni la aparición de infecciones latentes que luego se desarrollan en el almacenamiento. Por lo tanto las aplicaciones de fungicidas dirigidas al control de Sarna en fruta no fueron necesarias en las condiciones del experimento.

Para confirmar los resultados obtenidos en Sarna del manzano en la temporada 2003-2004, el trabajo debería repetirse. Para un mejor análisis de los resultados, se debería medir a nivel de cada predio temperaturas (máximas y mínimas), humedad relativa, precipitaciones y período de hoja mojada, para determinar con más precisión si ocurrieron períodos de infección.

La eliminación de fungicidas no incrementó la incidencia de podredumbres en fruta en cosecha y post-cosecha, para la temporada 2003-2004. Por lo tanto, en las condiciones del experimento, las aplicaciones de fungicidas que recibieron los montes no incidieron en el control de las podredumbres en fruta.

Este ensayo permitió conocer los principales patógenos causantes de podredumbres en frutos en variedades de ciclo largo. Para avanzar en el estudio de las “Enfermedades de Verano”, sería necesario diseñar ensayos que contemplen su epidemiología, permitiendo analizar estrategias de control.

6 RESUMEN

En Uruguay, el manejo de la Sarna del manzano, enfermedad clave del cultivo, se basa en 14 a 16 aplicaciones de fungicidas por temporada. *Venturia inaequalis* presenta un período de infecciones primarias desde inicio de brotación, setiembre, hasta principios de diciembre y otro de infecciones secundarias que se continúan hasta caída de hojas. Según bibliografía en verano-otoño pueden ocurrir infecciones asintomáticas que se manifiestan en el almacenamiento. En variedades Rojas se ha demostrado que es posible eliminar las aplicaciones de fungicidas entre mediados de diciembre y cosecha (marzo), pues la probabilidad de infección es baja (tejidos más resistentes y ausencia condiciones ambientales favorables). Con el objetivo de estudiar el comportamiento de las variedades de ciclo largo (cosecha abril) durante el período de infecciones secundarias, se realizó un ensayo en las variedades Pink Lady™ - Cripps Pink y Granny Smith en la temporada 2003-2004. Se evaluaron tres tratamientos, los cuales varían en el período de protección con fungicidas (siempre cubierto con fungicidas, cubierto en verano (diciembre-febrero)/descubierto otoño (marzo a cosecha), descubierto verano/cubierto otoño). Se midió el porcentaje de Sarna en hojas y en frutos, e incidencia de podredumbres, en diciembre, marzo, cosecha, caída de hoja y luego de su conservación en cámara frigorífica convencional. El nivel de incidencia de Sarna en hojas fue similar en todos los tratamientos para cada fecha de evaluación, aumentando la incidencia desde diciembre a cosecha. No hubo un incremento de Sarna en fruto en ninguno de los tratamientos y las diferencias no fueron significativas entre tratamientos y momentos de evaluación. Luego del período máximo de conservación de la fruta no se encontró Sarna secundaria en ninguno de los tratamientos. Los géneros causantes de podredumbres en fruta más frecuentes fueron *Alternaria* spp, *Colletotrichum* spp. y *Botryosphaeria* spp. a cosecha y luego del almacenamiento.

7 SUMMARY

In Uruguay, the control of scab caused by *Venturia inaequalis* is a key factor in apple disease management and involves 14 to 16 fungicide sprays per season. Primary infections occur from bud burst in September, to early December and these are followed by secondary cycles until leaves fall. According to the literature, infections that occur in summer-autumn can remain symptomless until they develop in storage. Previous research has shown that fungicide sprays need not be applied to Red varieties between mid December and harvest in March, as the probability of infection in this period is low due to resistant tissue and lack of favourable environment conditions. An experiment was carried out using Pink LadyTM - Cripps Pink and Granny Smith varieties in the 2003 -2004 season with the aim of studying the effects of eliminating fungicide sprays in summer or autumn on long cycle varieties which are harvested in April. Three treatments, with variations in the period of protection with fungicides, were evaluated: 1) fungicides applied throughout the whole period; 2) protected with fungicides in summer (December-February)/unprotected in autumn (March-to harvest); 3) unprotected in summer /protected in autumn. Scab incidence on leaves was evaluated in December, March, at harvest and at leaf fall. The percentage of fruit with scab lesions and/or rots was measured at the first three times and after the maximum cold storage period recommended for each variety. Leaf scab incidence increased from December to harvest and was similar in all treatments. There were no significant differences in scab lesions on fruit between treatments or between evaluation times. No secondary scab on the fruit after storage was detected. The most frequent pathogens isolated from rotted fruits were *Alternaria* spp., *Colletotrichum* spp. and *Botryosphaeria* spp.

8 **BIBLIOGRAFÍA**

AGRIOS, G. 1995. Fitopatología. 2a.Reimp. México. Limusa. 838p.

ALANIZ, S.; LEONI, C.; MONDINO, P. 2003. Manejo de la Sarna del manzano sin aplicaciones de fungicidas durante el verano. En: Producción Integrada en Uruguay. Clave de un sistema amigable con el Medio ambiente que permite obtener frutas y hortalizas de alta calidad. PREDEG/GTZ. Montevideo. pp: 127-130.

BERTON, O; MELZER, R. 1989. Sistema de Alerta para o Controle de Sarna da Macieira. Empresa Catarinense de Pesquisa Agropecuarias S.A. Florianópolis.

BOLLER, E.; AVILLA, J.; JOERG, E.; MALAVOLTA, C. 2004. Integrated Production Principles and Technical Guidelines. IOBC wprs Buletin 27(2): 49p.

BONETI, J.; KATSURAYAMA, Y.; VALDEBENITO, R. 2003. Manejo da Sarna na Produção Integrada de Maçã. En. Produção Integrada de Frutas O Caso da Maçã no Brasil. pp: 35-51.

BRATLEY, C. 1938 - 1939. Development of Scab on Stored Apples. Phytopatology. 30 (12): pp 174-178.

BROWN, E.; BRITTON, K. 1986. *Botryosphaeria* Diseases of Apple and Peach in the Southeastern of United States. Plant Disease 70 (5): pp 480-484.

BROWN-RYTLEWSKI, D.; MCMANUS, P.1999. Canker formation on apple by *Botryosphaeria* spp. and control with wound treatments. Fruit pathology, university of Winsconsin- Madison. 7p.

- COLI, W. 2003-2004. Apple Pest Management Guide. New England. United States Department of Agriculture Cooperating. (en línea). Consultada dic.2004. Disponible en [http:// www.umass.edu/fruitadvisor/NEAPMG.htm](http://www.umass.edu/fruitadvisor/NEAPMG.htm)
- COOLEY, D. 1997. SCAB MANAGEMENT STRATEGIES in 1996-1997 New England Apple Pest Management Guide, pp: 12-15. (en línea). Consultada dic.2004. Disponible en [http:// orchard.uvm.edu/AIM/9697neapmg/default](http://orchard.uvm.edu/AIM/9697neapmg/default).
- COOLEY, D. 2003. Scab Management Strategies in 2003-2004 New England Apple pest Management Guide, pp:12-17. (en línea) Consultada dic.2004 Disponible en <http://www.umass.edu/fruitadvisor/NEAPMG/index.htm>.
- CRUZ, M. 2003. Un Programa en marcha. Mejoramiento genético en manzana. Revista Especial N° 50, Tecnología INIA. INIA Tierra Adentro. Gobierno de Chile, Ministerio de Agricultura INIA: pp 34-35.
- DHINGRA, O. 2004. CONTROLE DE PATÓGENOS RESIDENTES EM RESÍDUOS CULTURAIS EM CULTIVO CONSERVACIONISTA MANEJO ECOLÓGICO DE DOENÇAS DE PLANTAS. Departamento de Fitopatología, Universidade Federal de Vinosa. Cap 8: pp 125-142.
- ELLIS, M. 2005. Bitter Rot of Apple. Ohio State University Extension Fact Sheet, Plant Pathology. (en línea) Consultada dic. 2004. Disponible en <http://ohioline.osu.edu/hyg.fact/3000/3002.html>
- FAO STAT, 2004. (en línea) Consultado dic, 2004. Disponible en <http://faostat.fao.org/faostat/form?collection=Production.Crops.Primary&Domain=Production&servlet=1&hasbulk=&version=ext&language=ES>

- GABARD, Z. 2003. La Fruticultura. En: Producción Integrada en Uruguay. Clave de un sistema amigable con el Medio ambiente que permite obtener frutas y hortalizas de alta calidad. PREDEG/GTZ. Montevideo pp: 13-24.
- GARCÍA, S.; MOSCARDI, C. 1978. Sarna del manzano. Sintomatología y ciclo biológico. Centro de Investigación Agrícolas Alberto Boerger. Estación Experimental Las Brujas. Hoja de Divulgación N° 23. 2p.
- GARCÍA, S.; MOSCARDI, C. 1981. El sistema de alarma para el control de la Sarna del manzano. Centro de Investigación Agrícolas Alberto Boerger. Estación Experimental Las Brujas. Miscelanes N°33. 11p.
- GARCÍA, S. 1998. Enfermedades a Hongos que deben ser consideradas prioritariamente dentro de un programa de Manejo Integrado, p 49-90. En: Guía para el Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades en frutales, INIA Las Brujas, Boletín de Divulgación N° 66. 117p.
- GEPP, V. 2003. Manejo de Enfermedades en Cultivos orgánicos. Departamento de Protección Vegetal. Facultad de Agronomía. Universidad de la República. 10p.
- GIACINTI, M. A. 2002. Visión Mundial del Consumo de Manzana en Fresco. Fruticultura Profesional 129: pp 47-60.
- GROVE, G. 1997. Apple Scab. Tree Fruit Extension Team. (en línea). Diseases. Washington State University. Consultada dic. 2004. Disponible en <http://www.Caf.wvu.edu/Kearneysville/pdfFiles/applescab.PDF>
- IGLESIAS, I.; CARBÓ, J.; BONANY, J.; DALMAU, R.; GUANTER, G.; MONSERRAT, R.; MORENO, A.; PAGES, J. 2000. "Manzano: Las

Variedades de más Interés". Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentaries. Barcelona. 240p.

IGLESIAS, I. 2002. Tendencias de la Producción y de los Intercambios Comerciales de Manzana a Escala Mundial y Europea. Fruticultura Profesional 128. Especial del Manzano II: pp 7-23.

IGLESIAS, I.; CARBÓ, J. 2002. Variedades de Manzana: Situación Actual y Perspectivas. Fruticultura Profesional 128. Especial del Manzano II: pp 34-55.

IGLESIAS, I.; DISEGNA, E.; CABRERA, D. 2003. Principales Aspectos de la Fruticultura en Uruguay. Fruticultura Profesional 138: pp 39-53.

JONES, A.; ALDWINCKLE, H. 1991. Compendium of Apple and Pear Diseases. The American Phytopathological Society. St. Paul. Minnesota, USA. APS Press. 100 p.

LATORRE, B.; TOLEDO, M. 1984. Occurrence and Relative Susceptibility of Apple Cultivars to Botryosphaeria Canker in Chile. Plant Disease. 68 (1): pp 36-39.

LEONI, C.; MONDINO, P.; ALANIZ, S. 2003. Prospección de las "Enfermedades de Verano" en la producción de manzana tipo red. En: Producción Integrada en Uruguay. Clave de un sistema amigable con el Medio ambiente que permite obtener frutas y hortalizas de alta calidad. PREDEG/GTZ. Montevideo. pp 131-134.

LI, B.; XU, X. 2002. Infection and Development of Apple Scab (*Venturia inaequalis*) on Old Leaves. J. Phytopathology 150: pp 687-691.

- MACHARDY, W. 1996. Apple Scab. Biology, Epidemiology, and Management. APS Press. St. Paul, Minnesota, USA. 545p.
- MANNING, M.; ALBERT, M.T.; PERCY, H. 1996a. Black Rot (*Botryosphaeria obtusa*) in Apples and Pears. The horticulture and food Research Institute of New Zealand Ltd. Consultada dic. 2004. Disponible en <http://hortnet.co.nz/publications/hf205013.htm>
- MANNING, M.; ALBERT, M.T.; PERCY, H. 1996b. Glomerella (*Glomerella cingulata*) in Apples and Pears. The horticulture and food Research Institute of New Zealand Ltd. Consultada dic. 2004. Disponible en <http://hortnet.co.nz/publications/hf205013.htm>
- MERWIN, I.; BROWN, S.; ROSENBERGER, D.; COOLEY, D.; BERKETT, L. 1994. Scab-Resistant Apples for the Northeastern United States: New Prospects and Old Problems. Plant Disease 78 (1): pp 4-10.
- MGAP-DIEA, 2004. Encuesta frutícola. Safra 2003-2004. Consultada dic. 2004. Disponible en <http://www.mgap.gub.uy/diea/Encuestas/>
- MONDINO, P. 1997. Enfermedades del manzano. Sarna del manzano "*venturia inaequalis*". Material con fines docentes. Facultad de Agronomía. Montevideo. 10p.
- MONDINO, P. 2003. Manejo de la Sarna del manzano bajo Producción Orgánica en Uruguay. En: Producción Orgánica en Uruguay. Montevideo. pp 186-198.
- MONDINO, P.; ALANIZ, S.; LEONI, C. 2003. Nuevas estrategias en el manejo de las enfermedades y sus resultados en la Producción Integrada. En: Producción Integrada en Uruguay. Clave de un sistema amigable con el

Medio ambiente que permite obtener frutas y hortalizas de alta calidad. PREDEG/GTZ. Montevideo pp: 75-78.

MONDINO, P.; ALANIZ, S. 2003. Programa de Aplicaciones Reducidas basados en la Descarga Potencial de Ascosporas (DPA). En: Producción Integrada en Uruguay. Clave de un sistema amigable con el Medio ambiente que permite obtener frutas y hortalizas de alta calidad. PREDEG/GTZ. Montevideo. pp 123-126.

MONDINO, P.; LEONI, C. 2005. USO DE LA INFORMACIÓN PARA LA TOMA DE DECISIONES EN EL MANEJO INTEGRADO DE ENFERMEDADES DE FRUTALES DE HOJA CADUCA. LA SARNIA DEL MANZANO. In Curso de capacitación: Pronóstico y Monitoreo de Plagas y Enfermedades en Frutales de Hoja caduca. Montevideo. Facultad de Agronomía. DGSA/MGAP. (Trabajo presentado en: X Congreso Nacional Sociedad Uruguaya de Hortifruticultura). (Sin paginación).

MONDINO, P. 2005. Sistema de Soporte a la decisión (SSD) para la Protección Integrada del Manzano. Tesis doctoral. Universidad de Córdoba. España. 258p.

NOE, J.; STARKEY, T. 1980. Effect of Temperature on Incidence and Development of Bitter Rot Lesions on Apples. Plant Disease 64 (12): pp 1084-1085.

NOE, J.; STARKEY, T. 1982. Relationship of Apple Fruit Maturity and Inoculum Concentration to Infection by *Glomerella cingulata*. Plant Disease 66 (5): pp 379-381.

NUÑEZ, S., SCATONI, I., LEONI, C.; MONDINO, P.; TELLIS V.; CARREGA, E. 2003. Situación actual y perspectivas de la Producción Integrada Frutícola

en Uruguay. In V Seminário Brasileiro sobre Produção Integrada de Frutas. pp 27-34.

PHILLIPS, A. 2002. Centro de Recursos Microbiológicos, Sección Autónoma de Biotecnología, Facultad de Ciencias y Tecnología. Universidad Nova de Lisboa (Caparica, Portugal). (en línea). Consultada dic. 2004.
http://www.crem.fct.unl.pt/botryosphaeria_site

PUNITHALINGAM, E.; HOLLIDAY, P. 1973. *Botryosphaeria ribis*. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria. Commonwealth Mycological Institute. England. No. 395.

PUNITHALINGAM, E.; WALLER, J. 1973. *Botryosphaeria obtusa*. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria. Commonwealth Mycological Institute. England. No. 394.

SCHWABE, W.; JONES, A.; JONKER, J. 1984. Changes in the Susceptibility of Developing Apple Fruit to *Venturia inaequalis*. Phytopathology 74 (1): pp 118-121.

SHI, Y.; CORELL, J.; GUERBER, J.; ROM, C. 1996. Frequency of Colletotrichum Species Causing Bitter Rot of Apple in the Southeastern United States. Plant Disease 80 (6): pp 692-696.

STARKEY, T; HENDRIX, F. 1980. Reduction of Substrate Colonization by *Botryosphaeria obtuse*. Plant Disease 64 (3): pp 292 – 294.

STENSVAND, A.; GADOORY, D.; AMUNDSEN, T.; SEMB, L; SEEM, R. 1997. Ascospore Release and Infection of Apple Leaves by Conidia and Ascospores of *Venturia inaequalis* at Low Temperatures. Phytopathology 87: pp 1046-1053.

- TAYLOR, J. 1971. Epidemiology and symptomatology of apple bitter rot. *Phytopatology* 61: pp 1028-1029.
- TOMERLIN, J.; JONES, L. 1983. Development of Apple Scab on Fruit in the Orchard and During Cold Storage. *Plant Disease*. 67 (2): pp 147-150
- TRAVIS, J.; RYTTER, J. 2003a. Black Rot of Apple. Fruit pathology department of plant pathology. Consultada dic. 2004. Disponible en http://fpath.cas.psu.edu/Fruit_facts/Apple/bkrot.html
- TRAVIS, J.; RYTTER, J. 2003b. Bitter Rot of Apple. (en línea). Fruit pathology department of plant pathology. Consultada dic. 2004. Disponible en http://fpath.cas.psu.edu/Fruit_facts/Apple/bitrot.html
- XU, X.; ROBINSON, J. 2005. Modelling the effects of wetness duration and fruit maturity on infection of apple fruit of Cox's Orange Pippin and two clones of Gala by *Venturia inaequalis*. *Plant Pathology* 54:pp 347-356.
- ZHOU, S.; SMITH, D.; STANOSZ, G. 2001. Differentiation of *Botryosphaeria* species and related anamorphic fungi using Inter Simple or Short Sequence Repeat (ISSR) fingerprinting. *Mycol.Res.*105 (8): pp 919-926.

9 ANEXOS

Cuadro 21: Tabla de Mill's, modificado por Jones.

Temperatura ¹ °C	Período de hoja majada ² Horas	Período de hoja mojada. Horas	Período de hoja mojada. Horas	Período de incubación ³ Días
	Infección Leve	Infección Moderada	Infección Grave	
25,6	13	17,0	26,0	-
25,0	11	14,0	21,0	-
24,4	9,5	12,0	19,0	-
17,2 – 23,9	9,0	12,0	18,0	9
16,7	9,0	12,0	19,0	10
16,1	9,0	13,0	20,0	10
15,6	9,5	13,0	20,0	11
15,0	10,0	13,0	21,0	12
14,4	10,0	14,0	21,0	12
13,9	10,0	14,0	22,0	13
13,3	11,0	15,0	22,0	13
12,8	11,0	16,0	24,0	14
12,2	11,5	16,0	24,0	14
11,7	12,0	17,0	25,0	15
11,1	12,0	18,0	26,0	15
10,6	13,0	18,0	27,0	16
10,0	14,0	19,0	29,0	16
9,4	14,5	20,0	30,0	17
8,9	15,0	20,0	30,0	17
8,3	15,0	23,0	35,0	-
7,8	16,0	24,0	37,0	-
7,2	17,0	26,0	40,0	-
6,6	19,0	28,0	43,0	-
6,1	21,0	30,0	47,0	-
5,5	23,0	33,0	50,0	-
5,0	26,0	37,0	53,0	-
4,4	29,0	41,0	56,0	-
3,9	33,0	45,0	60,0	-
3,3	37,0	50,0	64,0	-
2,7	41,0	55,0	68,0	-
0,5-2,2	48,0	72,0	96,0	-

¹ Temperatura media observada durante el período de mojado.

² Período de hoja mojada necesario para que ocurra infección, medido en horas a partir del inicio de la lluvia.

³ Período de incubación: tiempo medido en días que transcurren desde el momento en que ocurre la infección hasta la aparición de los síntomas.

Cuadro 22: Clave de algunas especies de *Botryosphaeria*, empleada para la identificación en el laboratorio.

1. Conidios con más de 10 µm de ancho, pared gruesa	2
1. Conidios de menos de 10 µm de ancho, pared fina	5
2. Pared del conidio oscura a marrón opaco	3
2. Pared del conidio hialina, muy espesa	4
3. Conidios principalmente sin septos, raramente un septo internamente “rudo”	<i>B.obtusa</i>
3. Conidios principalmente con un septo	<i>Diplodia sarmentorum</i>
4. Conidio con una proporción largo/ancho ± 1,5	<i>B.quercum</i>
4. Conidio con una proporción largo/ancho 1,9-2,5	<i>B.stevensii</i>
5. Producción de pigmento amarillo luego de 3-4 días en cultivo PDA.	<i>B.lufea</i>
5. No producción de pigmento amarillo en cultivo PDA	6
6. Algunos conidios de más de 30 µm de largo	7
6. La mayoría de los conidios de menos de 30 µm de largo	8
7. Conidios principalmente de 26-32 µm de largo	<i>B.populi</i>
7. Conidios principalmente de 30 – 44 µm de largo en <i>Sophora</i>	<i>B.mamane</i>
7. Conidios de más de 50 µm de largo	<i>B.melanops</i>
8. Conidios de 20-28 µm de largo, proporción largo/ancho de 4,3-5,2	<i>B.dothidea</i>
8. Conidios de 12-20 µm de largo, proporción largo/ancho ± 3,0	9
9. Conidio frecuentemente se inicia como marrón claro con uno a dos septos con una célula media marrón oscura, después de la descarga.	<i>B.parva</i>

Traducción de: Phillips, A. 2002. Centro de Recursos Microbiológicos, Sección Autónoma de Biotecnología, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad Nova de Lisboa (Caparica, Portugal)

Cuadro 23: Reporte de aplicaciones del predio en Kiyú, variedad Granny Smith

Fecha	Aplicación	concentración cada 100L	Volumen (L/ha)	Dosis (Kg- L/há)
22-08-2003	Dormex		1800	
	Aceite		1800	
11-09-2003	Mancozeb	0,15 Kg	1800	2,7
	Metidation (Suprathion)	0,075L	1800	1,35
18-09-2003	Mancozeb	0,15 Kg	1800	2,7
26-09-2003	Mancozeb	0,15 Kg	1800	2,7
04-10-2004	Mancozeb	0,15 Kg	1800	2,7
20-10-2003	Kresoxim-metil (Stroby)	0,01L	1800	0,18
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
	Boro	0,0125L	1800	0,225
	Calbit	0,25L	1800	4,5
29-10-2003	Ácido	0,025L	1800	0,45
	Kresoxim-metil (Stroby)	0,01L	1800	0,18
	Metil azinfos (Gusathion)	0,15Kg	1800	2,7
	Cal	0,25L	1800	4,5
	Boro	0,0125L	1800	0,225
	Ácido	0,025L	1800	0,45
17-11-2003	Mancozeb	0,15Kg	1800	2,7
	Metidation (Suprathion)	0,075L	1800	1,35
	Anvil	0,03L	1800	0,54
	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5
	Ácido	0,025L	1800	0,45
06-12-2003	Mancozeb	0,15Kg	1800	2,7
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5
18-12-2003	Acido	0,025L	1800	0,45
	Mancozeb	0,15Kg	1800	2,7
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5

08-01-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	Mancozeb	0,15Kg	1800	2,7
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
02-02-2004	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5
	Acido	0,025L	1800	0,45
	Mancozeb	0,15Kg	1800	2,7
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
11-02-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	Mancozeb	0,15Kg	1800	2,7
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
17-02-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	Mancozeb	0,2 Kg	1800	3,6
	Metil azinfos (Gusathion)	0,15L	1800	2,7
25-02-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	Cloruro de calcio	1,0L	1800	18
04-03-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	Mancozeb	0,15Kg	1800	2,7
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5
10-03-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5
	Metidation (ultration)	0,075L	1800	1,35
24-03-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	Captan (Merpan)	0,1Kg	1800	1,8
	Metil azinfos (Gusathion)	0,1L	1800	1,8
	Cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5
31-03-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5
01-04-2004	Acido	0,025L	1800	0,45
	cloruro de calcio	0,75L	1800	13,5

Las aplicaciones fueron realizadas con atomizadota.

Cuadro 24: Reporte de aplicaciones del predio en Libertad

Fecha	Aplicaciones	Concentración cada 100L	Volumen L/ha	Dosis Kg-L/há
12-8-03	Aceite	4,5L	1000	45
5-9-03	Caldo Bordelés		1000	
	Dodine (Efuzin)		1000	
12-9-03	Caldo Bordelés	0,6	1000	6
20-9-03	Caldo Bordelés	0,6	1000	6
26-9-03	Mancozeb	0,2kg	500	1
3-10-03	Kresoxim-metil (Stroby)	0,032L	500	0,16
17-10-03	Kresoxim-metil (Stroby)	0,032L	500	0,16
	foliar plus	0,020L	500	0,1
27-10-03	Kresoxim-metil (Stroby)	0,032L	500	0,16
7-11-03	Mancozeb	0,525kg	500	2,625
	Cloruro de Calcio	0,6L	500	3,0
14-11-03	Mancozeb	0,525kg	500	2,625
22-11-03	Ditianon (Delan)	0,125Kg	500	0,625
28-11-03	Captan	0,780L	500	3,9
5-12-03	Difenoconazole (Score)	0,040L	500	0,2
	Cloruro de calcio	0,50L	500	2,5
14-12-03	Captan	0,750L	500	3,75
	Cloruro de calcio	0,750L	500	3,75
20-12-03	Ziram	0,625Kg	500	3,125
	Cloruro de calcio	0,750L	500	3,75
26-12-03	Ziram	0,530Kg	500	265
	Cloruro de calcio	0,500L	500	2,5
12-1-04	Captan (Merpan)	0,500Kg	500	2,5
	Cloruro de calcio	0,750L	500	3,75
27-1-04	Captan	0,345L	500	1,725
	Cloruro de calcio	0,600L	500	3,0
5-2-04	Captan	0,330Kg	920	3,04
	Cloruro de calcio	0,50L	920	4,6
20-2-04	Nitrato de Calcio	0,300Kg	520	1,56
6-3-04	Captan	0,285Kg	770	2,19
	Cloruro de calcio	0,650Kg	770	5,0
20-3-04	Captan	0,185Kg	700	1,29
	Nitrato de calcio	0,360Kg	700	2,52
19-4-04	Captan	0,245Kg	700	1,68

Las aplicaciones fueron realizadas con atomizadora.

Cuadro 25: Reporte de aplicaciones del en Melilla

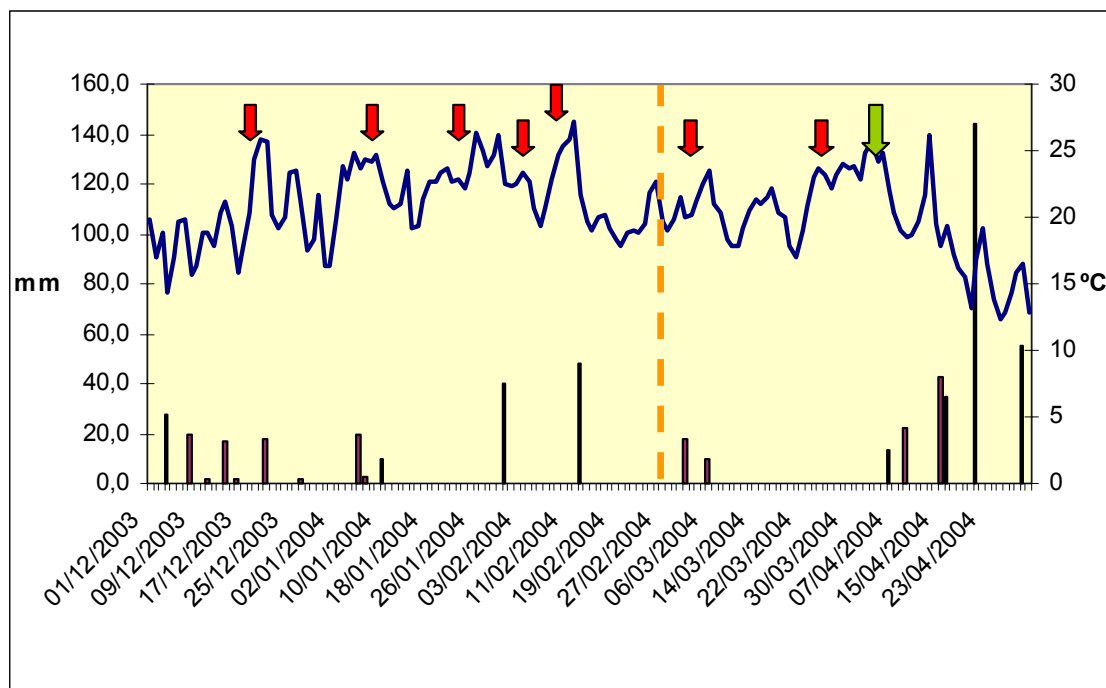
Fecha	Aplicaciones	Concentración cada 100L	Volumen L/ha	Dosis Kg-L/há
21-11-03	Difenoconazole (Score)	0,025L	1300	0,325
	Captan	0,2Kg	1300	2,6
	Clorpirifos (Lorsban)		1300	
3-12-03	Calcio	0,5L	1300	6,5
	Captan	0,2Kg	1300	2,6
	Metil azinfos (Gusathion)	0,2L	1300	2,6
	Calcio	0,5L	1300	6,5
	Hexaconazole (Azole)	0,05L	1300	0,65
11-12-03	Metil azinfos (Gusathion)	0,15L	1300	1,95
	Mancozeb (Dithane)	0,15Kg	1300	1,95
	Calcio	0,5 L	1300	6,5
23-12-03	Captan	0,18L	1300	2,34
	Metil azinfos (Gusathion)	0,18Kg	1300	2,34
	Calcio	0,5L	1300	6,5
8-01-04	Captan	0,2Kg	1300	2,6
	Metil azinfos (Gusathion)	0,15L	1300	1,95
	Nitrato de potasio	0,5Kg	1300	6,5
14-01-04	Carbaril (Sevin Flow)	0,2L	1300	2,6
	Captan	0,15Kg	1300	1,95
	Calcio	0,5L	1300	6,5
19-02-04	Metil azinfos (Gusathion)	0,2L	1300	2,6
	Mancozeb (Dithane)	0,3Kg	1300	3,9
	Calcio	0,5L	1300	6,5
2/03/04	Metil azinfos (Gusathion)	0,2L	1300	2,6
	Mancozeb (Dithane)	0,3Kg	1300	3,9
	Calcio	0,5L	1300	6,5
16/03/04	Ziram	0,3Kg	1300	3,9
	Metil azinfos (Gusathion)	0,2L	1300	2,6
	Calcio	0,5L	1300	6,5
30/03/04	Acetamiprid (Mospilan)	0,015Kg	1300	0,195
	Ziram	0,3Kg	1300	3,9
	Dusilan SP	0,025L	1300	0,325
31/03/04	Carbaril (Sevin)	0,2L	1300	2,6
20/04/04	Carbaril (Sevin)	0,2L	1300	2,6

Las aplicaciones fueron realizadas con atomizadota.

Cuadro 26: Precipitaciones y Temperatura Media en Kiyú, para el período 2003-2004

Fecha	Precipitaciones (mm)	Temperatura (°C)
04/12/2003	28,0	14,3
08/12/2003	20,0	15,6
11/12/2003	2,0	18,8
14/12/2003	17,0	15,6
16/12/2003	2,0	15,9
21/12/2003	18,0	25,7
27/12/2003	2,0	21,2
06/01/2004	20,0	23,6
07/01/2004	3,0	24,3
10/01/2004	10,0	22,7
31/01/2004	40,0	22,5
13/02/2004	48,0	21,7
02/03/2004	18,0	20
06/03/2004	10,0	23,5
06/04/2004	13,0	22
09/04/2004	22,0	18,5
15/04/2004	43,0	17,8
16/04/2004	35,0	19,3
21/04/2004	144,0	16,8
29/04/2004	55,0	16,5

Figura 15: Precipitaciones y Temperatura Media – Kiyú (2003-2004)



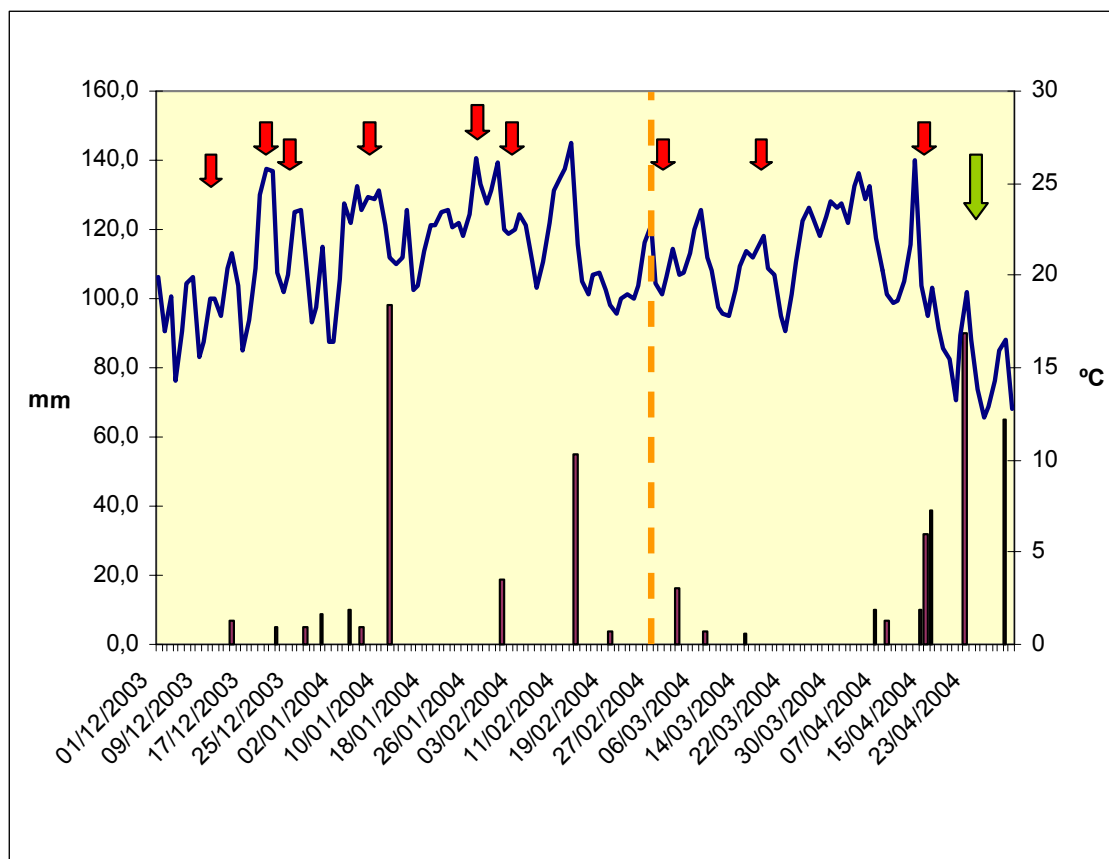
Referencias

- Precipitaciones
- Temperatura media
- - - Cambio de período de cobertura del monte
- ➔ Aplicaciones de fungicidas
- ➔ Cosecha

Cuadro 27: Precipitaciones y Temperatura Media en Libertad, para el período 2003-2004

Fecha	Precipitaciones (mm)	Temperatura media (°C)
14/12/2003	7,0	21,2
22/12/2003	5,0	20,2
27/12/2003	5,0	21,2
30/12/2003	9,0	21,6
04/01/2004	10,0	22,8
06/01/2004	5,0	23,6
11/01/2004	98,0	21
31/01/2004	19,0	22,5
13/02/2004	55,0	21,7
19/02/2004	4,0	18,4
02/03/2004	16,0	20
07/03/2004	4,0	21
14/03/2004	3,0	21,3
06/04/2004	10,0	22
08/04/2004	7,0	19
14/04/2004	10,0	19,5
15/04/2004	32,0	17,8
16/04/2004	39,0	19,3
22/04/2004	90,0	19,1

Figura 16: Precipitaciones y Temperatura Media – Libertad (2003-2004)



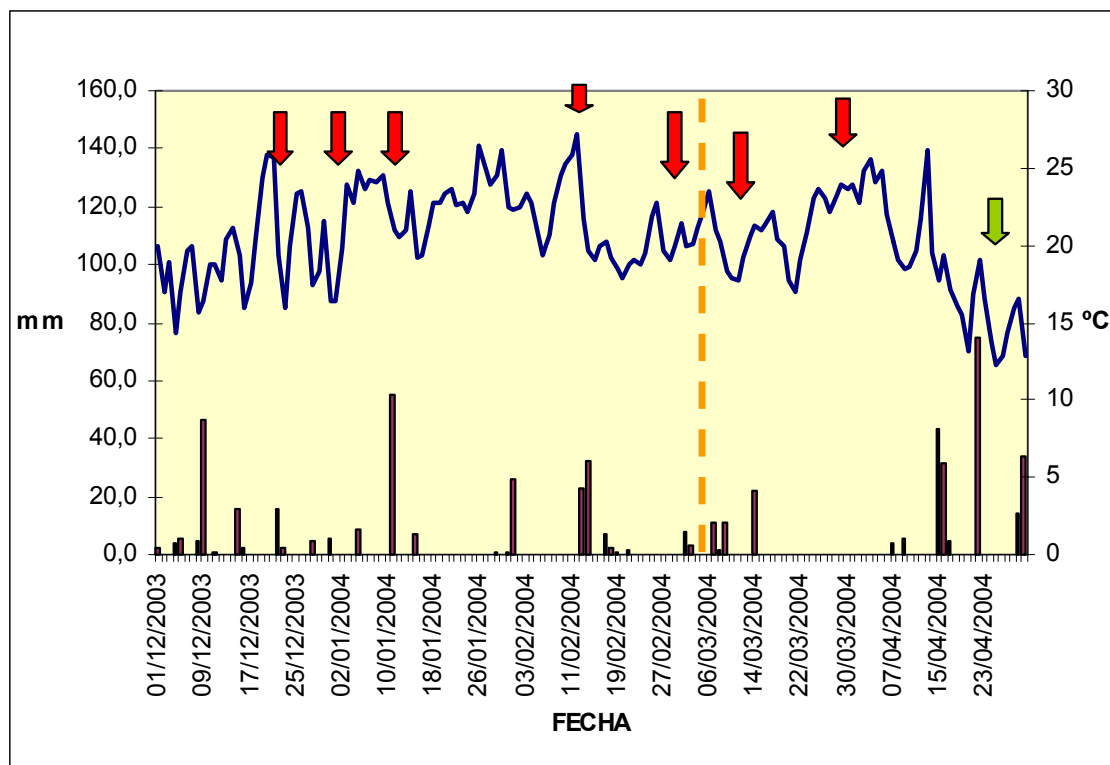
Referencias

- Precipitaciones
- Temperatura media
- - - Cambio de período de cobertura del monte
- ➔ Aplicaciones de fungicidas
- ➔ Cosecha

Cuadro 28: Precipitaciones y Temperatura Media en Melilla, para el período 2003-2004

Fecha	Precipitaciones (mm)	Temperatura media (°C)
01/12/2003	2,3	19,9
04/12/2003	4,0	14,3
05/12/2003	5,5	17
08/12/2003	5,0	15,6
09/12/2003	46,5	16,4
11/12/2003	0,5	18,8
15/12/2003	15,4	19,4
16/12/2003	2,0	15,9
28/12/2003	4,5	17,5
31/12/2003	5,3	16,4
05/01/2004	8,5	24,9
08/01/2004	0,1	24,1
11/01/2004	55,0	21
12/01/2004	0,1	20,6
15/01/2004	7,3	19,2
29/01/2004	0,7	24,6
31/01/2004	1,0	22,5
01/02/2004	26,0	22,3
13/02/2004	22,5	21,7
14/02/2004	32,0	19,7
17/02/2004	7,4	20,2
18/02/2004	2,3	19,2
19/02/2004	0,8	18,4
21/02/2004	1,5	18,8
02/03/2004	8,2	20
03/03/2004	3,5	20,1
07/03/2004	11,0	21
08/03/2004	1,4	20,3
09/03/2004	11,0	18,3
14/03/2004	22,0	21,3
07/04/2004	4,2	20,3
09/04/2004	5,5	18,5
15/04/2004	43,7	17,8
16/04/2004	31,5	19,3
17/04/2004	5,0	17,1
22/04/2004	74,5	19,1
29/04/2004	14,5	16,5
30/04/2004	33,5	12,8

Figura 17: Precipitaciones y Temperatura Media – Melilla (2003-2004)



Referencias

- Precipitaciones
- Temperatura media
- - - Cambio de período de cobertura del monte
- ➔ Aplicaciones de fungicidas
- ➔ Cosecha