

**Universidad
de La Laguna**

**ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR DE INGENIERÍA
SECCIÓN DE INGENIERÍA AGRARIA**

GRADO EN INGENIERIA AGRÍCOLA Y DEL MEDIO RURAL

**ESTUDIO DE LA ECOFISIOLOGÍA DE LA VIÑA
(CV. LISTÁN NEGRO) Y LA RESPUESTA
FISIOLÓGICA Y PRODUCTIVA AL ESTRÉS
HÍDRICO EN LAS DISTINTAS ETAPAS DE SU
CULTIVO**

Jorge Rodríguez Alonso

La Laguna, junio de 2015



DIRECTOR – COORDINADOR: **Domingo Félix Sáenz Pisaca**

DIRECTOR: **Águeda María González Rodríguez**

Como Director/es/ del alumno: **Jorge Rodríguez Alonso**

TFG titulado:

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo

nº de Referencia: **9**

Damos nuestra autorización para la presentación y defensa de dicho TFG, a la vez que confirmamos que el alumno ha cumplido con los objetivos generales y particulares que lleva consigo la elaboración del mismo y las normas del Reglamento de Régimen Interno para la realización de TFG de la EPSI.SIA

La Laguna, a 18 de mayo de 2015

Fdo: Domingo Félix Sáenz Pisaca

Fdo: Águeda María González Rodríguez

SR. PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE PROYECTOS Y TRABAJOS FIN DE GRADO DE LA E.P.S.I. S.I.A.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar quiero agradecer a mis directores Domingo Sáenz Pisaca y Águeda González Rodríguez por su interés y dedicación, en especial a Domingo por su esfuerzo, comprensión y apoyo para que el trabajo saliera adelante.

También quiero agradecer al Instituto Canario de Calidad Agroalimentaria (ICCA), por atenderme y cederme su bodega experimental para la elaboración de las microvinificaciones, en especial a Aguasantas Navarrete por su disposición a la hora de colaborar con nosotros.

Gracias a mi familia por el apoyo y el esfuerzo para que cumpliera mis objetivos, con especial atención a mis padres, Luis y Macarena, por animarme y ayudarme siempre. A Amanda por estar siempre a mi lado en tantos momentos difíciles en este camino. A Isa y Migue, y a todos los que me quieren y aprecian, muchísimas gracias.

Índice

Resumen:	7
Abstract:	8
1. Introducción	9
1. Antecedentes.....	10
2. Objetivo y finalidad del estudio.	12
2. Revisión bibliográfica	13
1. Respuestas fisiológicas de la planta al estrés hídrico.....	14
2. Riego.	15
3. Cálculo del riego.	17
4. Potencial hídrico.	18
5. Conductancia estomática vs conductividad.	23
6. Transpiración.....	26
7. Fotosíntesis vs asimilación.	28
8. Influencia de factores ambientales en la fisiología de la vid.	34
9. Superficie foliar	39
3. Material y métodos	41
1. Caracterización del cultivo.	42
1.1. Material vegetal.....	42
1.2. Localización del ensayo.	43
1.3. Características del cultivo	43
1.4. Condiciones climáticas.....	44
1.5. Características del suelo y el agua.....	48
2. Protocolo experimental.	50
2.1. Diseño experimental.....	50
2.2. Tratamientos. Aportes hídricos.	51
3. Evaluación del desarrollo vegetativo y productivo.	53
3.1. Materiales.....	53
3.2. Métodos	53
4. Evaluación de la respuesta fisiológica al estrés hídrico.	59
4.1. Materiales.....	59
4.2. Métodos	62
5. Evaluación del grado de madurez de la uva.	64
5.1. Materiales.....	64

5.2. Métodos.....	64
6. Vendimia.....	66
7. Vinificación.....	66
7.1. Materiales.....	67
7.2. Métodos.....	67
8. Evaluación del vino.....	68
8.1. Organoléptica (cata).....	68
8.2. Analítica.....	69
9. Análisis estadístico.....	69
4. Resultados y discusión.....	70
1. Caracterización del cultivo.....	71
1.1. Material vegetal.....	71
1.2. Fenología del cultivo.....	72
1.3. Desarrollo vegetativo.....	73
2. Evaluación de la respuesta fisiológica al estrés hídrico.....	75
2.1. Demanda evapotranspirativa y dotaciones de riego.....	75
2.2. Respuesta estomática.....	76
2.2.1. Medidas del mes de mayo.....	76
2.2.2. Medidas del mes de septiembre.....	78
2.2.3. Comparación de medidas entre mayo y septiembre.....	79
2.3. Respuesta transpirativa.....	80
2.3.1. Medidas del mes de mayo.....	80
2.3.2. Medidas del mes de septiembre.....	81
2.4. Respuesta fotosintética.....	82
2.4.1. Medidas del mes de mayo.....	82
2.4.2. Medidas del mes de septiembre.....	84
2.4.3. Comparación de medidas entre mayo y septiembre.....	86
2.5. Medición de fluorescencia de la clorofila.....	87
2.6. Medición del potencial del agua en hoja.....	95
2.6.1. Medidas del mes de mayo.....	95
2.6.2. Medidas del mes de septiembre.....	96
3. Fertilidad de las yemas.....	98
4. Medida del grado de maduración de la uva.....	100
5. Evaluación de la producción.....	100
6. Vinificación.....	101
7. Evaluación organoléptica del vino (cata).....	108

5. Conclusiones	112
6. Bibliografía	115
7. Apéndices:	120
- Medidas de la arquitectura foliar.....	120

TÍTULO:

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. *Listán negro*) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

AUTORES:

Rodríguez-Alonso, J.; Sáenz-Pisaca, D.; González-Rodríguez, A.

PALABRAS CLAVE:

Viña - Estrés hídrico – Listán negro - Ecofisiología – Respuesta fisiológica - Potencial - Microvinificación

RESUMEN:

Se realizó un ensayo para evaluar la respuesta de la vid, cv. Listán negro, a diferentes tratamientos de estrés hídrico a viñas. La experiencia se ejecutó en los campos de la Escuela Superior de Ingeniería Agraria de la Universidad de La Laguna. Para ello, fueron suministrados cuatro tratamientos, el control (sin estrés) y tres con restricciones en el suministro de agua a través del riego en distintas etapas del cultivo.

Los parámetros evaluados fueron la respuesta fisiológica (tasa transpirativa, fotosíntesis, potencial de agua en hoja, fluorescencia de clorofila) y productiva (peso de cosecha y calidad de la misma). Además Se llevó a cabo una microvinificación para valorar los vinos procedentes de cada tratamiento. El desarrollo del cultivo se vio afectado por un gran ataque de oídio que alteró la cosecha de uva. No se observaron diferencias significativas entre tratamientos para los parámetros estudiados.

TITLE:

Study of the ecophysiology of the vineyard (cv. Listán negro) and the physiological and productive response to the water stress in the different stages of his planting.

AUTHORS:

Rodríguez-Alonso, J.; Sáenz-Pisaca, D.; González-Rodríguez, A.

KEY WORDS

Vineyard - Water Stress – Listán negro - Ecophysiology - Physiological Response - Potential-

ABSTRACT:

An experiment was carried out to evaluate the answer of the vine, c.v Listán negro, to different treatments of vines water stress. The experiment was observed in the fields of Escuela Superior de Ingeniería de la Universidad de La Laguna (Advanced School of Agricultural Engineering of La Laguna University). Four treatments were applied, the control one (without stress) and three others with restrictions in the water supply by means of watering in different phases stage of growing.

The physiological reaction (the transpiration rate, Photosynthesis, potencial of water in Leaf, fluorescence of chlorophyl) and the productive answer (weight of the harvest and its quality) were assessed estimated. A microfermentation to value appreciate the different wines from each treatment was put into effect. The development of the cultivation was affected by an attack of oidio, which modified the grape harvest. Significant differences among the treatments for the studied parameters were not observed found.

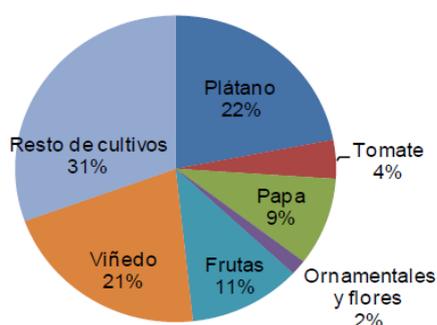
1.Introducción

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

1. ANTECEDENTES.

La agricultura de Canarias se ha caracterizado, en gran parte, por su baja profesionalización y tecnificación. En la actualidad, esta situación se está revirtiendo, actualizándose y mejorándose las técnicas de cultivo. Los cultivos de mayor relevancia para las islas, según la Estadística Agraria de Canarias 2010 son el Plátano y la Viña con un 22 % y 21 % del total de la superficie

Figura 1. Superficie cultivada en Canarias, 2010.



Fuente: Servicio de Estadística. Consejería de Agricultura, Ganadería, Pesca y Aguas.

agrícola.

La vid se introdujo en las Islas Canarias a partir de la segunda mitad del siglo XV a través de los conquistadores (López Arias et al., 1993). La gran mayoría del cultivo de la Vid se encuentra en secano, representando el 79% de la superficie de viña cultivada, lo que corresponde a 6.943,3 ha de las 8.786,6 ha del total de este cultivo en Canarias.

En Tenerife, la superficie de viñedo corresponde a 4.755,8 ha, representando un 54,13% del total de la superficie de cultivo de Canarias, de las cuales 3.288,9 ha se cultivan en secano, según la Estadística Agraria de Canarias 2010. En la isla hay diferentes formas de cultivo según la zona.

La comarca de Tacoronte-Acentejo, según los datos de la Denominación de Origen abarca una superficie de 1.200 ha, donde predomina el minifundio; el principal sistema de conducción de la viña es el conocido como sistema de rastras (horquetas) y, en los últimos años, se ha ido introduciendo el sistema de espaldera y parral bajo progresivamente. Las principales variedades de cultivo son el Listán negro, Listán blanco, Negramoll, Tintilla, Malvasía y Moscatel.

Los nuevos sistemas de conducción se caracterizan por el aumento productivo de las parcelas, ya que permiten mecanizar muchas de las labores del cultivo. Los sistemas de conducción están constituidos por un conjunto de operaciones que contribuyen a definir la distribución de la superficie foliar y de los racimos de las cepas en el espacio (Huglin, 1986). Está definido por el modo de conducción (altura del tronco, tipo de poda, nivel de carga) y las características de la plantación (densidad de cepas por hectárea y orientación de las filas).

El sistema de conducción en espaldera está provisto de un sistema de empalzamiento para conducir la vegetación en una dirección más o menos vertical, originando un tipo de vegetación lineal. Continúa con una forma tendente a la constitución de un plano. En la mayoría de los casos, su estructura está formada, además del tronco, por cordones permanentes podados en pulgares y por varas de renovación anual, apoyados en un alambre de formación.

El sistema de conducción de parral bajo proporciona producciones muy interesantes a los agricultores que la han realizado, requiriéndose para ello unas prácticas culturales mucho más intensivas (riegos y abonados frecuentes), que difieren de la viña de secano.

Los nuevos sistemas de cultivo tienen características ventajosas, como una mayor densidad de cepas por hectárea, la mecanización de las labores de cultivo, etc. No obstante, también requieren un mayor aporte hídrico y, por tanto, se debe determinar en qué momento y en qué cuantía hay que aplicar los riegos y estudiar cómo influyen estos en el crecimiento, desarrollo y producción del cultivo.

Para conocer estas cuestiones, en el año 2004, se estableció una parcela experimental de vid en la Finca La Tahonilla, con plantas de la variedad Listán negro procedentes de un mismo clon. El sistema de conducción es de espaldera guiándose a doble cordón Royat. El marco es de 1,5 m entre plantas y 2,5 m entre líneas. La experiencia, cuyo protocolo se sigue en este trabajo, se inició en la campaña 2013. Los datos del presente estudio corresponden a la campaña 2014.

2. OBJETIVO Y FINALIDAD DEL ESTUDIO.

La disponibilidad de agua es uno de los factores más limitantes en la agricultura en todo el mundo (Wallace, 2000) citado por Saenz Pisaca (2007). Esta limitación afecta sobre todo a regiones áridas y semiáridas, en donde se encuentran la mayoría de las zonas vitivinícolas del mundo. El cultivo de vid a lo largo del periodo de crecimiento necesita grandes cantidades de agua (Netzer et al, 2005; Williams y Ayars, 2005; Zhang et al., 2007 citados por Saenz Pisaca 2007), por lo que cada vez crece el interés acerca de optimizar el uso del agua para garantizar la sostenibilidad de los cultivos. Por este motivo, numerosos autores han propuesto “técnicas de riego para ahorrar agua”, como el riego deficitario controlado.

Los objetivos de este estudio son: por una parte, el conocimiento de la ecofisiología del cultivar Listan negro en las condiciones ambientales de San Cristóbal de La Laguna y, por otra parte, el estudio de la respuesta productiva y fisiológica del cultivar Listán negro, bajo distintos regímenes de aporte de agua a través del suelo.

La finalidad de este trabajo fin de grado es la obtención del título universitario Graduado en Ingeniería Agrícola y del Medio Rural.

La experiencia en la que se ha basado este trabajo se realiza en una parcela de la finca conocida como la “Tahonilla”, propiedad de la Escuela Politécnica Superior de Ingeniería Agraria.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1. RESPUESTAS FISIOLÓGICAS DE LA PLANTA AL ESTRÉS HÍDRICO.

El estrés hídrico es el factor ambiental que más limita la producción vegetal a nivel mundial. En el conjunto de las zonas cultivadas, a escala mundial, se estima que el rendimiento potencial de los cultivos se reduce en más del 70% debido a limitaciones ambientales, entre las cuales el estrés hídrico puede llegar a constituir hasta un 45% (*Boyer, 1982*) citado por *Medrano y Flexas (2004)*.

El agua es el componente químico más abundante en las plantas, de forma general, en los tejidos se alcanzan valores entre un 80 y 95 % en peso fresco, convirtiéndose así en uno de los factores ecológicos que más condicionan el crecimiento y desarrollo de las plantas (*Barceló et al; 1992* citado por *Medrano y Flexas, 2004*). El agua en la planta cumple los siguientes objetivos: constituye parte del citoplasma de las células, vehículo de transporte de iones y solutos y contribuye a la regulación térmica de la planta.

Desde un punto de vista ecofisiológico, se entiende por “estrés hídrico” a cualquier limitación al funcionamiento óptimo de las plantas impuesta por una insuficiente disponibilidad de agua. Los déficit hídricos no se limitan solamente a suelos deshidratados, también pueden producirse sobre suelos húmedos, por un simple desabastecimiento hídrico de corta duración cuando la demanda evaporativa es alta, por ejemplo a mediodía con elevada radiación y temperatura. En estas condiciones la velocidad de pérdida de agua a la atmosfera por transpiración es mayor que la capacidad de los vasos del xilema para ascender agua desde las raíces hasta las hojas (*Tadeo, 2000* citado por *Medrano y Flexas, 2004*).

El estrés afecta también a la nutrición mineral de las plantas, ya que afecta a la absorción por las raíces y al transporte al tallo y las hojas. Bajo condiciones de estrés hídrico se produce el cierre estomático y la reducción de la conductividad hídrica del xilema, para disminuir las pérdidas de agua por transpiración. El ritmo de emisión de hojas también se ve afectado bajo

condiciones de déficit hídrico al igual que el tamaño de las mismas, lo que lleva a una reducción del área foliar total de la planta (*Medrano y Flexas, 2004*).

Un mecanismo que permite mantener el abastecimiento de agua en condiciones de sequía es el ajuste osmótico que consiste en el aumento de la concentración de solutos en el interior del citoplasma, de manera que disminuye su potencial osmótico e hídrico. Así mantienen una diferencia importante entre el potencial hídrico de sus tejidos y el del suelo, aun cuando este disminuye, por lo que el agua sigue incorporándose a la planta (*Barceló et al., 1992 citado por Medrano y Flexas, 2004*).

2. RIEGO.

Considerando la creciente competitividad en el mercado de exportación vitivinícola, surgen demandas para mejorar los estándares de rendimiento y sobretodo la calidad de los vinos. A raíz de esto se ha demostrado que el manejo del riego, o programación del mismo, demuestra una relación directa con el crecimiento, desarrollo, maduración, rendimiento y calidad de la uva. Por lo tanto, una buena estimación de las necesidades hídricas del cultivo permitirá obtener un producto de mejor calidad.

El propósito del riego es el de abastecer a los cultivos con el agua necesaria con el fin de optimizar sus rendimientos. El contenido de agua en el suelo puede perderse, al transferirse a la atmósfera a través de los procesos de absorción y transpiración por las plantas, la evaporación directa a partir de la superficie del suelo y por percolación por debajo de la zona radical. Existen otros tipos de pérdidas que deben considerarse en la determinación del requerimiento de riego. A partir de la siguiente ecuación se puede establecer una relación simple entre los requerimientos de riego, (RR) y la evapotranspiración, (ET).

$$\mathbf{RR = (ET - Pe) + pérdidas\ de\ agua}$$

En muchos casos en las zonas áridas o en la estación seca del año la probabilidad de contar con lluvia efectiva (P_e) puede ser nula. Si el método de riego está bien seleccionado y bien operado, las pérdidas pueden ser bajas y por lo tanto el requerimiento de riego depende en una mayor parte de la evapotranspiración.

Una de las prácticas empleadas para mejorar la calidad final de las uvas se encuentra, el control del vigor de las plantas, con podas y estrategias de riego (Ortega et al., 2007; citado por Andahua, i., & Amparo, s. 2013). El exceso de vigor alarga el ciclo fenológico de la viña, aumentando la velocidad de crecimiento, por el contrario el estrés hídrico reduce la fotosíntesis, favorece la parada de crecimiento, limita el tamaño de las bayas y estimula la síntesis de compuestos fenólicos (Sanchez, 2008; citado por Andahua, i., & Amparo, s. 2013).

La disponibilidad de agua afecta a todo el proceso de fructificación, desde el cuajado hasta la maduración. El máximo tamaño de la baya se alcanza con suministros altos de agua (Gil y Pszczółkowski, 2007; citado por Andahua, i., & Amparo, s. 2013), provocando la disminución de calidad de la uva, que se traduce en un aumento de la superficie foliar, sombreado de racimos, y por ello, incremento de la acidez total y descenso del pH del vino, y una reducción significativa del color y de los fenoles totales (Ortega et al. 2007; citado por Andahua, i., & Amparo, s. 2013). Por lo tanto, un adecuado manejo de riego es un factor crítico para obtener uva con buenas características para la vinificación. Si bien es cierto que un déficit de agua en la viña reduce tanto el tamaño como la producción de la baya (Gil y Pszczółkowski, 2007 citado por Andahua, i., & Amparo, s. 2013), un déficit moderado aumenta el rendimiento en viñas de secano manteniendo igual la calidad (Esteban et al., 1999; citado por Andahua, i., & Amparo, s. 2013). En consecuencia, los mayores rendimientos se obtienen con un régimen constante de la disponibilidad de agua.

El crecimiento de las bayas es más sensible a un déficit hídrico en etapas tempranas de desarrollo de la fruta (*Girona et al., 2009*; citado por *Andahua, i., & Amparo, s. 2013*), entre cuajado y envero. Asimismo *Gil y Pszczółkowski, 2007*, consideran que el rendimiento resulta más afectado por un déficit hídrico antes del envero que después de éste. Por el contrario el déficit hídrico en post-envero se ha asociado con un incremento lineal en la calidad de la baya. Según *Bravdo et al. (1985)* citado por *Andahua, i., & Amparo, s. 2013* aumenta la concentración de antocianos y el índice de polifenoles totales. Sin embargo, puede producir la merma de la calidad de la baya, inducida por el estrés hídrico severo en post-envero, que genera un retraso inducido en la maduración en parte por las limitaciones de carbono (*Girona et al., 2009*; citado por *Andahua, i., & Amparo, s. 2013*). La evapotranspiración real (ET_{real}) es el componente fundamental para la planificación del riego al determinar la cantidad de agua consumida por el cultivo entre riegos consecutivos.

3. CÁLCULO DEL RIEGO.

Consiste en determinar la frecuencia y tiempo de riego, en relación a las interacciones entre clima, suelo y planta, constituyendo una metodología que permite determinar el nivel de riego óptimo al aplicar a los cultivos de acuerdo a los objetivos de producción (*Ortega y Acavedo, 1999*; *Varas, 1991*; citados por *Castillo-Bravo, J. 2003*). Así, se ha visto que el manejo del riego de la vid tiene una relación directa con la calidad del producto final que se desea lograr, ya que la utilización de estrategias de riego está enfocadas a la optimización de la producción y de la calidad de los frutos. Desde este punto de vista, la estimación correcta de la evapotranspiración real de la vid (ET_{real}) es primordial tanto en lo que se refiere a la frecuencia de la aplicación, como la cantidad de agua a aplicar en cada una de las etapas de desarrollo de la vid (*Ortega-Farias et al. 2000*; *Gurovich, 1985*; citados por *Castillo-Bravo, J. 2003*). El consumo total de agua de la vid o evapotranspiración real (ET_{real}) puede ser calculado, a través de varios métodos destacando la ecuación de Penman-Monteith, la evaporación del tanque evaporimétrico y el balance hídrico.

La ET_{real} se puede estimar mediante el balance hídrico del sistema suelo-planta-atmósfera, en el cual se registran cuidadosa y sistemáticamente el contenido de humedad en el suelo, salidas y entradas de agua en el sistema suelo-planta (Argote, 2001; citado por *Castillo-Bravo, J.* 2003). Bajo estas condiciones, la ET_{real} puede ser estimada por medio de la siguiente expresión:

$$ET_{real} = (P+R)-Pp-Es-\Theta$$

Donde:

- ET_{real} = evapotranspiración real (mm);
- P = precipitaciones (mm);
- R= riego (mm);
- Pp = percolación profunda (mm);
- Es = escurrimiento superficial (mm);
- Θ = variación del contenido de humedad en el suelo (mm).

4. POTENCIAL HÍDRICO.

El movimiento del agua desde el suelo al aire, a través de la planta, se puede explicar por la existencia de potenciales a lo largo de este recorrido (*Azcón-Bieto y Talón* 2000; citados por *Barajas Tola, E.* 2011). De forma esquemática, el movimiento del agua en la planta se resume en cuatro pasos: suelo-raíz, raíz-tallo, tallo-hoja (a través de los pecíolos) y hoja-atmósfera (*Choné et al.* 2001 citado por *Barajas Tola, E.* 2011).

El potencial hídrico, compuesto por los potenciales de presión, osmótico, matricial y gravitacional (*Passioura* 1980; *Turner* 1981 citados por *Barajas Tola, E.* 2011), es el parámetro fisiológico que explica el balance entre los flujos de absorción y de transpiración en agua por medio de la energía necesaria para extraer el agua contenida en los tejidos foliares (*Albuquerque* 1993; citado por *Barajas Tola, E.* 2011). Este parámetro influye significativamente sobre otros procesos fisiológicos que ocurren en la planta, como la asimilación de CO_2 y la actividad enzimática (*Castel* 1982; citado por *Barajas Tola, E.* 2011). La

actividad fisiológica que tiene lugar en la planta viene determinada por los
Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

mecanismos de intercambio gaseoso que ocurren en la hoja. De esta forma, la fotosíntesis, la conductancia estomática y la transpiración están interrelacionadas entre sí (*Novello y Cravero 1987* citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

La cámara de presión es un instrumento fiable para determinar el potencial hídrico en el xilema de los tallos y en las hojas (pecíolos) (*Guardiola y García 1990*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). La medida del potencial hídrico foliar consiste en estimar, mediante la utilización de un gas inerte aplicado a presión sobre una hoja, la capacidad de las células para retener el agua (*Ojeda et al. 2004*; citados por *Barajas Tola, E. 2011*). Mientras menos agua libre haya en la planta, más fuerte será la presión necesaria para hacerla salir.

Con dicha cámara existe la posibilidad de realizar la medida antes del amanecer, cuando los estomas de las hojas están cerrados y la planta ha podido reequilibrar durante la noche su estado hídrico en relación al agua del suelo (*Katerji y Hallaire 1984*; *Van Zyl 1987*; *Carbonneau y Ollat 1991*; *Lebon y Schultz 1996*; *Deloire et al. 2003*; citados por *Barajas Tola, E. 2011*), que se denomina potencial hídrico antes del amanecer o potencial hídrico de base, y en la hora de máxima iluminación, cuando hay regulación estomática y la planta está en plena actividad (transpiración, fotosíntesis, etc.), denominándose potencial hídrico de mediodía (*Pérez 2002*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). La mayor homogeneidad de las condiciones microclimáticas durante la noche permite obtener valores de potencial hídrico con menor variabilidad que en las medidas realizadas a lo largo del día (*Van Leeuwen et al. 2001*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). El valor del potencial hídrico a lo largo del día es el resultante de los diversos mecanismos de regulación del estado hídrico de las hojas de un cultivo que se localiza en un suelo con un determinado potencial hídrico y en un ambiente con una determinada demanda atmosférica (*Van Zyl y Weber 1977*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

Es difícil establecer a partir de qué valor de potencial hídrico disminuye la fotosíntesis, ya que varía según el hábitat, el historial de la planta en ciclos precedentes, las condiciones ambientales actuales (Sánchez 2007; citado por Barajas Tola, E. 2011), la variedad (Schultz 1996; Escalona et al. 1999; citados por Barajas Tola, E. 2011), el patrón (Iacono et al. 1998) y la edad foliar (Patakas et al. 1997; citado por Barajas Tola, E. 2011), entre otros factores. Diferentes autores han observado un valor crítico del potencial hídrico a partir del cual el cierre estomático se intensifica. Zufferey ,(2000) citados por Barajas Tola, E. (2011), afirma que la actividad fisiológica se ve disminuida en gran medida a partir de valores de potencial hídrico foliar de -1,0 MPa para la variedad Chasselas. Düring y Loveys (1982) citados por Barajas Tola, E. (2011) señalan que la actividad estomática se reduce a partir de valores de potencial hídrico foliar de -1,1 MPa para la variedad, Riesling y -1,4 MPa para la variedad Silvaner. La resistencia a la difusión del CO₂ aumenta cuando el potencial hídrico foliar es menor de -1,1 MPa según Grimes y Williams, (1990); citado por Barajas Tola, E. (2011), de -1,3 MPa según Kriedemann y Smart (1971) citado por Barajas Tola, E. (2011), Smart (1974) y Naor et al. (1994), o de -1,5 MPa según Van Zyl (1987) citados por Barajas Tola, E. (2011).

Numerosas publicaciones indican que el potencial hídrico foliar puede verse modificado y sufrir cambios significativos dependiendo de la variación de algunos factores. En este sentido, Choné et al. (2001); citado por Barajas Tola, E., 2011, afirman que el potencial hídrico foliar puede verse modificado en función del tipo de suelo, ya que suelos arcillosos darán valores menos negativos que suelos arenosos y con gravas. Otros trabajos muestran la importancia de las condiciones ambientales sobre el comportamiento del potencial hídrico, ya que éste puede variar en función del nivel de saturación luminosa (Liu et al. 1978; citado por Barajas Tola, E. 2011), de la colocación espacial de la hoja dentro del cultivo (Schultz y Matthews 1992; citado por Barajas Tola, E. 2011) y de los distintos órganos de la planta (Smart 1974; citado por Barajas Tola, E. 2011).

El potencial hídrico foliar es uno de los parámetros de control y seguimiento del estado hídrico del viñedo más aceptado por la comunidad científica y por el sector vitivinícola (Carbonneau 1998; Ojeda et al. 2001; Deloire et al. 2004 citados por Barajas Tola, E. 2011). Numerosos investigadores han dado valores de referencia de potencial hídrico para conocer la restricción hídrica que está soportando el viñedo. En la tabla 1 se recogen los valores de referencia de potencial hídrico foliar medido antes del amanecer (Ψ_{aa}) dados por Carbonneau (1998) en Deloire et al. (2006) citados por Barajas Tola, E. (2011).

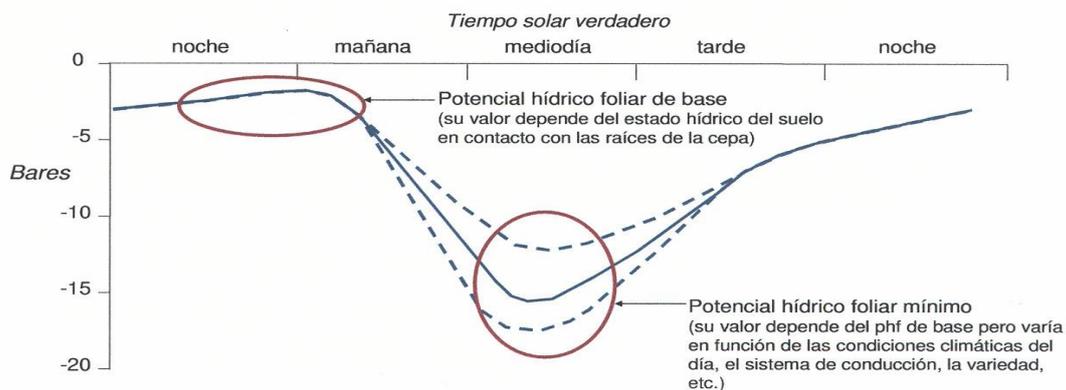
Tabla 1. Valores de potencial hídrico (MPa) medido antes del amanecer (Ψ_{aa}) y estado hídrico de la vid correspondiente (según Carbonneau 1998).

Ψ_{aa} (MPa)	Estado hídrico de la vid
0 a -0,2	restricción hídrica ausente a leve
-0,2 a -0,4	restricción hídrica leve a media
-0,4 a -0,6	restricción hídrica media a fuerte
-0,6 a -0,8	restricción hídrica fuerte a severa
< -0,8	restricción hídrica severa

El potencial hídrico foliar medido durante el transcurso del día permite describir la dinámica de deshidratación de la vid. Esta dinámica de desecamiento (secado de las reservas de agua de la planta) depende principalmente de la reserva de agua del suelo y, por consecuencia, del estado hídrico de la planta al amanecer (potencial hídrico antes del amanecer), del sistema de conducción de la variedad, de las prácticas culturales y de la evapotranspiración (Deloire et al. 2006; citado por Barajas Tola, E. 2011).

En la figura 2 se recoge el modelo de evolución diaria del potencial hídrico foliar dado por Deloire et al. (2006). El potencial hídrico foliar alcanza un valor mínimo (negativo) durante el transcurso del día, que depende del potencial hídrico antes del amanecer. Para valores de Ψ_{aa} entre 0 y -5 bares, el mínimo puede ser alcanzado entre las 13 y las 16 (hora solar). Para valores de Ψ_{aa} inferiores a -6 bares, el mínimo se alcanza generalmente entre las 12 y las 14 (hora solar), o incluso más temprano durante la mañana (Deloire et al. 2004; citado por Barajas Tola, E. 2011).

Figura 2. Modelo de evolución diaria del potencial hídrico foliar antes del amanecer (potencial hídrico de base) y el mínimo en una planta de vid (*Deloire et al. 2006*).



Las relaciones entre el potencial medido antes del amanecer y el potencial mínimo no son lineales (*Carbonneau 2002; Carbonneau et al. 2003; citados por Barajas Tola, E. 2011*), es por ello necesario asociar ambos potenciales para analizar de forma más precisa la evolución hídrica de la planta y comprender las consecuencias de las restricciones hídricas sobre su fisiología (fotosíntesis, etc.) y sobre la dinámica de maduración de las bayas (*Deloire et al. 2006; citado por Barajas Tola, E. 2011*).

En numerosos artículos existen dos tendencias a la hora de determinar qué tipo de potencial hídrico es el más fiable para conocer el estado hídrico de la vid. Hay autores que estiman que el potencial hídrico antes del amanecer es el mejor indicador del estado hídrico de las cepas (*Katerji y Hallaire 1984; Van Zyl 1987; Carbonneau y Ollat 1991; Yuste 1995; Lebon y Schultz 1996; Di Lorenzo et al. 2005; citados por Barajas Tola, E. 2011*). Otros autores afirman que el mejor indicador del estado hídrico de la cepa, sobre todo en condiciones de secano, es el potencial hídrico de tallo (*Choné et al. 2001; citado por Barajas Tola, E. 2011*). En cambio, *Williams y Araujo (2002) citado por Barajas Tola, E. (2011)* indican que el indicador que mejor describe el estado hídrico de la planta es el potencial hídrico foliar medido a las 12:00 hora solar.

5. CONDUCTANCIA ESTOMÁTICA vs CONDUCTIVIDAD.

La conductancia estomática está fuertemente correlacionada con el microclima luminoso y térmico de las hojas cuando no existen limitaciones hídricas (*Carbonneau et al. 1978, Sepúlveda y Kliwer 1986*; citados por *Barajas Tola, E. 2011*). *Düring y Loveys (1996)* citado por *Barajas Tola, E. (2011)* afirman que el aumento de conductancia estomática que se produce a primeras horas de la mañana es debido, principalmente, a la luz. De igual forma, la relación entre la conductancia estomática y la luz también ha sido reflejada por otros autores, como *Naor y Wample (1994)*, *Iacono et al. (1995)* y *Lovisoló et al. (1996)*, citados por *Barajas Tola, E. (2011)*.

Smart y Robinson (1991) citado por *Barajas Tola, E. (2011)* resumen el efecto de las condiciones luminosas en el comportamiento estomático, ya que los estomas se abren y se cierran como respuesta a la luz. La apertura estomática comienza al amanecer con muy bajas intensidades de luz, de tal forma que cuando se alcanzan los $200 \text{ mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ los estomas están completamente abiertos. A medida que avanza el día, la iluminación y la temperatura aumentan, y la humedad relativa desciende, provocando que la planta aumente el nivel de transpiración. Si en estas condiciones la planta es incapaz de translocar el agua suficiente para cubrir unas necesidades crecientes, cerrará total o parcialmente los estomas. Avanzada la tarde, si las condiciones ambientales vuelven a ser propicias, la planta abrirá de nuevo sus estomas. Por último, al atardecer, como consecuencia de la caída de la luz, los estomas se cerrarán y permanecerán en esa situación durante toda la noche.

La apertura estomática no es homogénea, algunos estomas pueden estar completamente abiertos y otros total o parcialmente cerrados (*Düring y Stoll 1996*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). La apertura máxima sólo se produce en condiciones poco habituales: sin limitación hídrica, con iluminación máxima y humedad relativa elevada (*Champagnol 1984*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). El cierre estomático es necesario para que la planta se defienda de la limitación hídrica (*Bartolomé 1993*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*) si la demanda evaporativa supera la oferta, de tal manera que incluso con agua en

el suelo, los estomas se cierran (Champagnol 1984; citado por *Barajas Tola, E.* 2011). Investigadores como *Correira et al.* (1990) y *Flexas et al.* (1998) citados por *Barajas Tola, E.* (2011) afirman que el cierre estomático se produce antes de que el potencial hídrico foliar experimente cambio alguno. *Pérez* (2002) citado por *Barajas Tola, E.* (2011) afirma que la conductancia estomática disminuye a lo largo de la estación en función del potencial hídrico foliar, es decir que cuanto más negativo es el potencial hídrico menor es la conductancia estomática. *Van Zyl* (1987) y *Koundouras et al.* (1999) citados por *Barajas Tola, E.* (2011) encontraron una correlación significativa entre la conductancia estomática y el potencial hídrico medido antes del amanecer. *Koundouras et al.* (1999) citado por *Barajas Tola, E.* (2011) observaron que la conductancia estomática disminuye a lo largo de ciclo en función del potencial hídrico medido antes del amanecer (Ψ_{aa}), de forma que con valores de Ψ_{aa} muy negativos, el valor máximo de conductancia estomática es menor. Estos investigadores determinan que la conductancia estomática es el indicador más sensible del estado fisiológico global de la planta.

En este sentido, *Cuevas* (2001) citado por *Barajas Tola, E.* (2011) señala que la conductancia estomática explica en gran medida la tasa de fotosíntesis neta por unidad superficial de hoja en condiciones no limitantes de PAR ni de Temperatura, siendo de tipo logarítmico la relación entre ambos parámetros. Este autor afirma que la conductancia estomática es mejor indicador que el potencial hídrico foliar para estimar el estado hídrico de la planta. El comportamiento de la conductancia estomática durante el día ha sido estudiado por varios investigadores. *Archer y Strauss* (1990), *Bartolomé* (1993) y *Yuste* (1995) citados por *Barajas Tola, E.* (2011) observaron dos máximos a lo largo del día en los valores de conductancia estomática, a las 9:00 h y a las 15:00 h, y un mínimo al mediodía. Según *Salisbury y Ross* (1994) citados por *Barajas Tola, E.* (2011), este comportamiento estomático corresponde a plantas con condiciones de cultivo de regadío.

En cambio, *Düring y Loveys* (1982) y *Pérez* (2002) citados por *Barajas Tola, E.* (2011), observaron un único máximo a las 9:00 h en la evolución diaria de la conductancia estomática. En este sentido, *Salisbury y Ross* (1994) citados por *Barajas Tola, E.* (2011), afirman que la evolución diaria de la conductancia estomática con un único máximo a las 9:00 h corresponde a un comportamiento estomático de plantas con poca disponibilidad hídrica en el suelo.

Por otra parte, el comportamiento de la conductancia estomática varía en función del régimen hídrico (*Pereira y Chaves* 1993; citado por *Barajas Tola, E.* 2011), siendo la apertura estomática mayor en las plantas con mayor disponibilidad hídrica (*Williams et al.* 1994, *Koundouras et al.* 1999; citados por *Barajas Tola, E.* 2011). En este sentido, *Pereira y Chaves* (1993) citados por *Barajas Tola, E.* (2011), afirman que el potencial hídrico foliar es similar en cepas con distinta disponibilidad hídrica mientras que la conductancia estomática varía en mayor medida en diferentes regímenes hídricos.

Lopez (1999) citado por *Barajas Tola, E.* (2011) afirma que en condiciones de estrés, el potencial hídrico foliar explica sólo una pequeña parte de las variaciones de la conductancia estomática y de la fotosíntesis. En este sentido, *Sánchez-Díaz y Aguirreola* (2000) citados por *Barajas Tola, E.* (2011), indican que la conductancia estomática es relativamente insensible a la oscilación diaria del potencial hídrico foliar, y que durante el día es la conductancia estomática la que controla el potencial hídrico foliar mediante una alteración de la tasa de transpiración.

6. TRANSPIRACIÓN.

La transpiración es la última fase del movimiento del agua a través del sistema formado por el suelo, la planta y la atmósfera. Este movimiento es ocasionado por un gradiente decreciente de potencial hídrico desde el suelo, a través de la planta y hacia la atmósfera (*Begg y Turner 1976, Yuste 1995; citado por Barajas Tola, E. 2011*).

La transpiración se entiende como el paso del vapor de agua desde las células del mesófilo hacia la atmósfera con la consiguiente pérdida de agua para la planta (*Azcón-Bieto y Talón 2000; citados por Barajas Tola, E. 2011*). A medida que disminuye el contenido de agua se reduce el potencial hídrico foliar, llegando a un punto en que induce un cierre parcial de los estomas, el cual determina la reducción de la transpiración que se observa al mediodía (*Guardiola y García 1990; citado por Barajas Tola, E. 2011*).

La intensidad de la transpiración depende de las diferencias de presión de vapor de agua entre la atmósfera y la cámara subestomática. Cuando desciende la temperatura, el aire pierde capacidad para almacenar agua, aumentando su humedad relativa, como consecuencia disminuye el déficit de presión de vapor de agua y baja la transpiración, aunque la planta mantenga sus estomas abiertos. Las condiciones opuestas, ascenso de la temperatura, disminución de la humedad relativa o aumento del déficit de presión de vapor, tienden a elevar la tasa de transpiración hasta situaciones límite en las que la planta cierra estomas (*Agabbio 1978, Flore et al. 1985, Lakso 1985, Novello y Cravero 1987, González 2003; citados por Barajas Tola, E. 2011*). Por todo ello, la medida de la temperatura puede proporcionar un método fácil para determinar el estado hídrico de las vides (*Williams y Grimes 1987; citados por Barajas Tola, E. 2011*), ya que existe una relación entre el estado hídrico de la planta, el entorno evaporativo y la disponibilidad de agua en el suelo (*Smart 1974; citado por Barajas Tola, E. 2011*).

La transpiración de la vid está estrechamente correlacionada con la iluminación (*Riou et al. 1994*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*), aumentando hasta un umbral de saturación marcado por una densidad de flujo de fotones fotosintéticos de $1.200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ (*Intrieri et al. 1998*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). La tasa de transpiración de una hoja puede variar considerablemente a lo largo del día, de manera que extrapolar la pérdida de agua de una sola hoja al resto de la planta sólo sería posible si se conociese la posición exacta de dicha hoja dentro del cultivo (*Williams y Matthews 1990*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). *Smart (1974)*, citado por *Barajas Tola, E. (2011)*, observó niveles de transpiración distintos en hojas del interior respecto a hojas del exterior del cultivo, ya que los estomas de las hojas interiores no estaban totalmente abiertos, principalmente debido a la baja iluminación interceptada en el interior del follaje. En este sentido, *Champagnol (1984)*, citado por *Barajas Tola, E. (2011)*, afirma que la transpiración es proporcional a la radiación recibida, por lo tanto cuando la radiación aumenta, a las horas centrales del día, ésta calienta la superficie foliar de la cepa y aumenta la transpiración. Al aumentar la temperatura se favorece la transpiración al hacer disminuir la humedad relativa y hacer que aumente la tasa de transpiración (*Rosenberg et al. 1983, Barceló et al. 1987*; citados por *Barajas Tola, E. 2011*). *Pérez (2002)* y *Rubio (2002)*, citados por *Barajas Tola, E. (2011)*, observaron que la tasa de transpiración es considerablemente mayor en cepas regadas que en cepas no regadas. En este sentido, *Boselli y Scienza (1980)*, citados por *Barajas Tola, E. (2011)*, observaron, en condiciones de estrés hídrico, una tendencia a conservar la mayor cantidad posible de agua contenida en los tejidos reduciendo la transpiración a través del cierre estomático, con valores de transpiración muy bajos. *Magrisso (1987)*, citado por *Barajas Tola, E. (2011)*, observó un descenso de la tasa de transpiración de 5,5 veces cuando el nivel de desecación de suelo alcanzaba el 69%. Según *Yuste (1995)*, citado por *Barajas Tola, E. (2011)*, las diferencias entre las tasas de transpiración de vides regadas y no regadas, en general se acentúan al avanzar el día y la estación como consecuencia de la reducción de la disponibilidad hídrica diaria

(dependiente de los flujos diarios y de la rehidratación nocturna) y estacional (dependiente del agotamiento del agua en el suelo).

En este sentido, investigadores como *Bartolomé* (1993) y *Baeza* (1994), citados por *Barajas Tola, E.* (2011), obtuvieron valores de transpiración muy variables en hojas soleadas, que fueron desde $1 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ en seco en maduración hasta $28 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$ en regadío en el estado de tamaño guisante. *Kliwer et al.* (1985), citado por *Barajas Tola, E.* (2011), observaron que en cepas no regadas, la transpiración disminuye de forma importante a partir de las 8:00 h de la mañana, mientras que en cepas regadas crece desde primeras horas de la mañana hasta las 14:00 h en que alcanza su valor máximo, empezando a decrecer a partir de las 16:00 h.

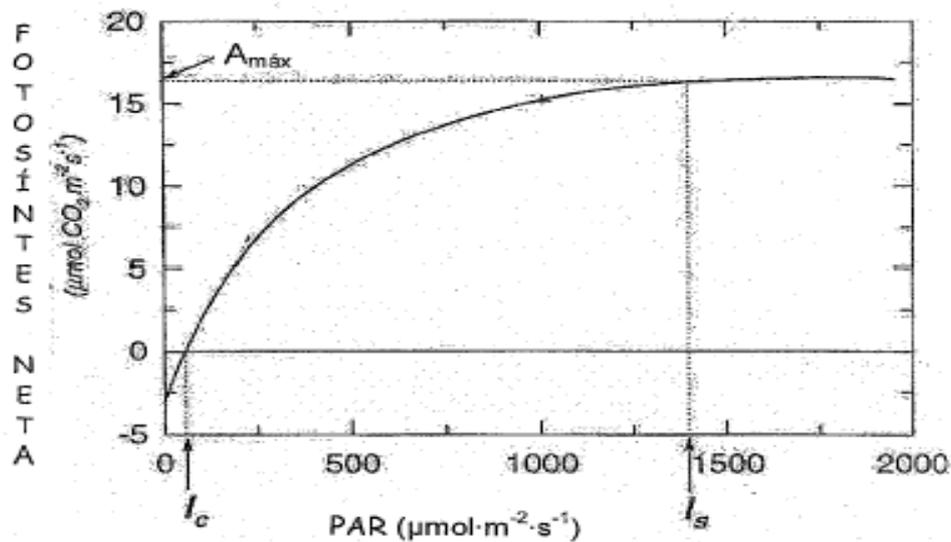
7. FOTOSÍNTESIS vs ASIMILACIÓN.

La fotosíntesis neta es el balance entre fijación, fotosíntesis propiamente dicha, y pérdidas de carbono por respiración, y viene determinada por la eficiencia del sistema fotosintético y por su capacidad de adaptarse a las condiciones ambientales (*Haasbroek et al.* 1997; citado por *Barajas Tola, E.* 2011). Se obtiene midiendo la disminución de CO_2 en una atmósfera determinada, gracias a la propiedad que tiene esta molécula de absorber radiación infrarroja (*González 2003*; citado por *Barajas Tola, E.* 2011). *Champagnol* (1984) citado por *Barajas Tola, E.* (2011), indica que la fotosíntesis se estima cuantificando la radiactividad fijada a compuestos orgánicos (azúcares y otros metabolitos), cuando las plantas se encuentran en una atmósfera cuya única fuente de carbono es el CO_2 . La fotosíntesis se expresa en cantidad de CO_2 fijada por unidad de superficie foliar y por unidad de tiempo ($\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$).

La vid es una planta con metabolismo C_3 (*Champagnol 1984*; citado por *Barajas Tola, E.* 2011) cuya actividad fotosintética está condicionada por numerosos factores climáticos y fisiológicos, como la intensidad luminosa, la temperatura, la edad y el tipo de la hoja, etc. (*Zufferey y Murisier 2000*; citado por *Barajas Tola, E.* 2011). En la figura 3 aparece la curva que representa la

fijación neta de carbono en función del PAR incidente sobre hojas adultas en la variedad Chasselas observada por Zufferey y Murisier (2000), citados por *Barajas Tola, E. (2011)*. Presenta una primera fase en que la asimilación aumenta más rápidamente que la densidad de flujo de fotones fotosintéticos, pero su pendiente va disminuyendo hasta entrar en una fase de saturación, en la que la fotosíntesis neta tiende a su valor máximo y presenta dos puntos característicos (González 2003; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). El primer punto, el índice de saturación luminosa (I_s), refleja el valor de PAR en que la asimilación neta es máxima ($A_{m\acute{a}x}$). Desde el punto de vista práctico, dicho valor se considera alcanzado cuando la fotosíntesis neta casi no varía, aunque aumente mucho el flujo de fotones fotosintéticos. Otro punto característico es el punto de compensación (I_c), que corresponde al valor de PAR en que no hay asimilación neta, es decir, cuando las pérdidas de carbono por respiración equilibran a la fijación fotosintética (González 2003; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

Figura 3. Representación esquemática de la influencia de la iluminación (PAR) en la fotosíntesis neta de hojas adultas del cv. Chasselas, medida a temperatura óptima (25 a 30 °C). $A_{m\acute{a}x}$: asimilación neta máxima, I_s : índice de saturación luminosa. I_c : punto de compensación (Zufferey y Murisier 2000).



Los valores de I_s e I_c dependen de diversos factores: variedad, temperatura, edad, orientación y aclimatación de las hojas, condiciones de medida, estado hídrico, etc.

Sobre esto, Zufferey y Murisier (2000), citados por *Barajas Tola, E. (2011)*, indican que la forma de la curva que relaciona la fotosíntesis neta con la iluminación se ve afectada por las condiciones de temperatura ambiental. Al aumentar la temperatura aumenta la velocidad de las reacciones metabólicas, de manera que la fotosíntesis, como proceso anabólico, se debe beneficiar del aumento térmico siempre que éste se mantenga dentro de un rango determinado.

Kliewer y Smart (1971), citados por Carbonneau et al. (1992), afirman que existe una relación entre la temperatura y la humedad, indicando que cuando la temperatura supera los 30°C la fotosíntesis disminuye rápidamente como consecuencia del cierre estomático. La temperatura ejerce una acción sobre la fotosíntesis a nivel estomático y a nivel de cloroplasto indicando que entre 10-25°C manifiesta un claro efecto estimulante, pero más allá del óptimo disminuye la fotosíntesis por inhibición progresiva de la actividad enzimática, sobre todo a partir de los 30°C (Carbonneau et al. 1992; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). Jackson y Lombard (1993), citados por *Barajas Tola, E. (2011)*, establecen un rango de temperatura óptima amplia, entre 18 y 33°C. Champagnol (1984), citados por *Barajas Tola, E. (2011)*, indica que en condiciones frías, la fotosíntesis medida a 10°C se reduce entre la tercera y la cuarta parte del valor máximo, pero si esta temperatura se mantiene durante mucho tiempo, la fotosíntesis disminuye aún más.

Zufferey y Murisier (2000), citados por *Barajas Tola, E. (2011)*, trabajando con la variedad Chasselas, observaron que la temperatura afecta de manera diferente a la fotosíntesis según la edad de la hoja y el momento del ciclo. Estos autores indican el intervalo óptimo de temperatura entre 27 y 30 °C para alcanzar la asimilación máxima, a saturación lumínica, en hojas adultas del tallo principal entre floración y envero.

La actividad fotosintética máxima se va desplazando, en el tallo principal, a lo largo del ciclo anual, desde la base hacia el ápice debido al envejecimiento de las hojas (Schubert et al. 1995, Iacono y Sommer 1996, Koblet et al. 1996; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

Esta es la causa de que las hojas de los anticipados sean generalmente más eficaces que las de su mismo rango en el tallo principal (Champagnol 1984; citado por *Barajas Tola, E. 2011*), por lo que su situación dentro de la cubierta vegetal es importante para la fotosíntesis a nivel de toda la planta (Schultz 1995; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). En este sentido, Koblet et al. (1996), citados por *Barajas Tola, E. (2011)*, trabajando con las variedades Pinot noir y Müller Thurgau, indican que durante la maduración, las hojas de los anticipados tienen mayores tasas de asimilación neta que las de la zona de racimos, observando diferencias desde un 4% en floración a un 65% en vendimia. Las hojas alcanzan su máxima fotosíntesis neta cuando llegan a su tamaño definitivo y partir de ese momento dicha tasa disminuye gradualmente con su edad (*Vasconcelos y Castagnoli 2000*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

De igual forma, las hojas sombreadas muestran valores menores de fotosíntesis neta y conductancia estomática que las hojas soleadas, como observaron Iacono et al. (1995), trabajando con la variedad Cabernet Sauvignon y Schultz et al. (1996), citados por *Barajas Tola, E. (2011)* trabajando con la variedad Riesling.

La evolución diaria de la fotosíntesis, en días claros y en hojas bien expuestas a la luz, aumenta desde primeras horas de la mañana hasta alcanzar un máximo y disminuye posteriormente durante el resto del día o se recupera parcialmente por la tarde (Bartolomé 1993, Baeza 1994, Lopes et al. 1994, Yuste 1995, Gómez del Campo 1998; citados por *Barajas Tola, E. 2011*). Este comportamiento durante las primeras horas del día se debe al aumento de la iluminación, la temperatura y la conductancia estomática, y posteriormente, a un progresivo cierre estomático (alta temperatura, aumento del déficit de presión de vapor, disminución del potencial hídrico) (*Champagnol 1984*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

La tasa máxima de fotosíntesis se puede producir, dependiendo del contenido de agua en el suelo y del microclima luminoso de las hojas, desde primeras horas de la mañana (*Bica y Novello 1995, Yuste 1995, Gómez del Campo 1998*; citados por *Barajas Tola, E. 2011*), al mediodía (*Baeza 1994*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*) o entrada la tarde (*Bartolomé 1993*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*), pues puede ocurrir que las condiciones ambientales vuelvan a ser favorables (temperaturas más bajas y recuperación del potencial hídrico), observándose un segundo máximo relativo en la tasa de fotosíntesis, con una nueva apertura de los estomas pero con iluminación decreciente (*Yuste 1995*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

La evolución estacional de la fotosíntesis aumenta al principio del ciclo hasta alcanzar un máximo a media estación y posteriormente disminuir hasta la caída de la hoja (*González 2003*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

Al principio del ciclo, la fotosíntesis es insuficiente para cubrir la demanda respiratoria de la planta, ya que las hojas no han alcanzado su total desarrollo, de manera que la fotosíntesis aumenta pero el crecimiento es muy intenso, por lo que se compensa con la movilización de reservas (*González 2003* citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

Al principio del verano, la planta ha desarrollado una superficie foliar suficiente y las condiciones ambientales (temperatura, iluminación, humedad en el suelo, etc.) son ideales para que tenga lugar una tasa de fotosíntesis elevada (*Champagnol 1984*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). Posteriormente, las condiciones ambientales óptimas disminuyen y la tendencia de la fotosíntesis es descendente, como han puesto de manifiesto numerosos investigadores (*Bartolomé 1993, Baeza 1994, Ferrini et al. 1995, Yuste 1995 y Pérez 2002*; citados por *Barajas Tola, E. 2011*).

A medida que avanza el verano, el contenido de agua en el suelo disminuye y las hojas reducen la fotosíntesis y provocan una parada en el crecimiento. A partir de ese momento, la asimilación comienza a descender y el destino de los fotoasimilados es la respiración, la maduración y la acumulación de reservas (*Champagnol 1984*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*). Si el contenido del agua en el suelo no es limitante, el descenso de la tasa de fotosíntesis se atenúa en los meses de verano (*Yuste 1995*; citado por *Barajas Tola, E. 2011*).

Por último, después de la vendimia y hasta la caída de la hoja la fotosíntesis sigue descendiendo debido a las condiciones ambientales (disminuye la iluminación, la temperatura y la duración del día) y al envejecimiento de las hojas (*Champagnol 1984*; citados por *Barajas Tola, E. 2011*).

8. INFLUENCIA DE FACTORES AMBIENTALES EN LA FISIOLÓGÍA DE LA VID.

INFLUENCIA DE LA LUZ.

Es factor más importante. La radiación útil a la fotosíntesis es aquella que puede ser usada en la fotosíntesis, de forma que la energía de los fotones incidentes puede ser convertida en energía química (ATP). Se le conoce como PAR (Radiación Fotosintéticamente Activa) o PFD (densidad del flujo de fotones fotosintéticos) y está entre longitudes de onda de 400-700 nm. En España, el PAR (400-700 nm) puede considerarse en términos generales como un 45% de la radiación global incidente (350-3000 nm). Se puede expresar en términos energéticos (Irradiancia, $J m^{-2}$) y en términos cuánticos (moles de fotones incidentes por unidad de superficie horizontal y unidad de tiempo, $\mu mol\ fotones\ m^{-2}s^{-1}$ o $\mu E\ m^{-2}s^{-1}$). Es absorbida por diferentes pigmentos foliares: clorofilas (a y b), xantofilas, carotenoides y antocianos.

De la radiación luminosa incidente sobre la cubierta vegetal las hojas reflejan un poco más del 10%, transmiten un 9% y absorben el 81% restante. La radiación absorbida por las hojas sigue tres caminos diferentes, una parte, 20% de la radiación incidente, es emitida en forma de radiación infrarroja, el 60% calentará las hojas y será disipada evaporando agua mediante la transpiración o emitida por convección dependiendo del contenido hídrico. Los espectros de absorción, reflexión y transmisión radiactiva de las hojas varían con su espesor, la edad, el contenido hídrico, la morfología de la superficie y la orientación. Por tanto, solo el 1% de la energía recibida se utiliza en la fotosíntesis (*Champagnol, 1984; citado por Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*). La fotosíntesis sólo emplea una mínima parte (1-2%) de la radiación absorbida y la almacena en los enlaces químicos de los carbohidratos (*Gautier, 1987; Matthews, 2004; citado por Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*). La fotosíntesis es un proceso de baja eficiencia en la utilización de la energía solar.

La respiración además reduce la fotosíntesis neta y la saturación luminosa se alcanza a niveles muy bajos respecto a los que existen en condiciones de buena insolación. Respecto a las respuestas fotosintéticas de la vid a la iluminación, frecuentemente la saturación empieza a 1/3 de la iluminación máxima, por lo que algunos la consideran una planta de iluminaciones medias para optimizar su capacidad.

INFLUENCIA DE LA TEMPERATURA

La temperatura de la hoja depende del balance de energía: energías absorbidas de la radiación solar y de las radiaciones emitidas por otros cuerpos y energías perdidas por enfriamiento (calor sensible y calor latente). El resultado de dicho balance es la energía almacenada por la hoja en forma de productos fotosintéticos y temperatura de la hoja.

La temperatura atmosférica afecta primero por ser la temperatura de referencia hacia la cual la hoja tiende y segundo por afectar directamente al déficit de presión de vapor (VPD). Carbonneau et al. (1992); citado por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. (2007)* afirman que la temperatura afecta a la fotosíntesis a nivel estomático y cloroplástico. Por un lado el aumento de la temperatura afecta a la velocidad de las reacciones metabólicas, por el otro si la temperatura del aire es elevada se puede producir un desequilibrio entre el estado hídrico de la hoja y el flujo de transpiración, de manera que si la demanda evapotranspirativa supera a la absorción por las raíces, los estomas se cierran y se frena el intercambio gaseoso.

Cada proceso vital está determinado a unos límites de temperatura y a una temperatura óptima de funcionamiento, de modo que si se sobrepasa disminuye su rendimiento. Los óptimos de la temperatura foliar para la fotosíntesis presentan ciertas variaciones según sean las condiciones climáticas y edáficas de la zona a la que se encuentra la planta, según las características genéticas, las condiciones culturales y las condiciones previas en las que ha tenido lugar el desarrollo foliar. Los óptimos de temperatura de hoja para fotosíntesis se suelen situar entre 25 y 35°C (*Kriedemann, 1968*;

citado por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*). *Zufferey y Murisier* (2000) citado por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. (2007)*, con *Chasselas* demostraron que la temperatura afecta de manera diferente a la fotosíntesis según la edad de la hoja y el momento del ciclo, siendo más baja a medida que avanzamos en el ciclo por aclimatación a las temperaturas otoñales.

A partir de 30 °C la inhibición progresiva de la actividad enzimática, el aumento de la fotorrespiración y de la respiración oscura o el cierre estomático cuando hay déficit hídrico, hace que la fotosíntesis disminuya rápidamente (*Carbonneau et al. 1992; Kliewer y Smart, 1971*; citado por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*).

En cuanto al umbral mínimo, el punto de compensación inferior de la temperatura, varía entre 0 y 6°C (*Zufferey 2000*; citado por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*), es decir, por debajo de estas temperaturas la fotosíntesis neta es nula.

INFLUENCIA DEL AIRE: Déficit de Presión de Vapor.

La humedad relativa afecta a la fotosíntesis a través de su efecto sobre la apertura estomática. El óptimo higrométrico es 60-70% (*Stoev, 1966*, citado por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*). Todo incremento en la HR en todas las temperaturas tiene un efecto positivo. El efecto negativo de HR bajas se manifiesta en cambio cuando la alimentación hídrica de la planta es insuficiente.

Algunos estudios vieron que incluso en condiciones de estrés severos, la hoja era capaz de captar el vapor de agua de la atmósfera evitando cierres estomáticos prematuros. *Schultz* (1989) y *Zufferey* (2000), citados por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. (2007)* han observado que la fotosíntesis de hojas principales y secundarias se ve reducida cuando existe un elevado déficit de saturación y la temperatura foliar supera los 25°C, en ausencia de déficit hídrico.

La diferencia de presión de vapor (VPD) entre hoja y atmósfera juega un papel fundamental en la apertura estomática. Si los estomas estuvieran todo el día abiertos, la evapotranspiración aumentaría linealmente al tiempo que la demanda evaporativa. Cualquier incremento en VPD incrementa la transpiración, y cuando aumenta por encima de un determinado umbral, produce una disminución en gs. La respuesta de la fotosíntesis al VPD puede ser diferente a la que presente gs según en qué punto se encuentre de la curva gs-A.

El descenso de la gs debido a aumentos del VPD se ve incrementado en casos de condiciones de sequía, ya que el sistema radicular no se encuentra bien abastecido de agua. Cuando la planta recibe menos de lo que evapotranspira, su gs disminuye a medida que aumenta el VPD (si VPD aumenta de 1 a 3 kPa, la gs en vides en lisímetros disminuyen un 50% en tratamientos del 60% de la ETc y un 75% en tratamientos de kc de 0.2, Williams; citado por *Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*). Esto es muy importante teniendo en cuenta que gran parte de los viñedos españoles se da la concurrencia de contenidos bajos de humedad del suelo y elevados VPD en los veranos de cultivos en secano en zonas de clima mediterráneo, especialmente por la tarde. En ambientes semiáridos, el VPD y la temperatura están altamente correlacionadas, la humedad del aire disminuye cuando la temperatura y las pérdidas de calor latente aumentan. Una temperatura ambiente elevada ocasiona un alto déficit de saturación del aire y por tanto una importante diferencia de presión de vapor entre hoja y aire. Por tanto, en ocasiones es difícil reconocer si la disminución de la asimilación clorofílica es debida al efecto de la temperatura o del déficit de saturación del aire.

INFLUENCIA DE LA APERTURA ESTOMÁTICA.

El CO₂ que hay en la atmósfera es insuficiente para alcanzar el máximo de fotosíntesis de la hoja. Además se plantea otro problema que es la difusión del mismo desde la atmósfera hasta el interior de la hoja y desde aquí a los cloroplastos donde el CO₂ queda fijado. En el camino encuentra diferentes

resistencias. Se pueden distinguir unas resistencias en la fase gaseosa y otras en la fase líquida. En las primeras, la resistencia estomática, o la inversa conductancia estomática (gs), es la más importante. Las segundas se denominan resistencia del mesófilo, o el inverso, la conductancia del mesófilo. El CO₂ se difunde 10,000 veces más lento en fase líquida que en fase gaseosa. Generalmente en el interior del estroma hay de un 50-70% de la fracción molar de CO₂ existente en el aire que rodea a la hoja (*Von Caemmerer y Evans, 1991; citado por Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*). La difusión cuticular es mínima, por tanto la regulación estomática controla la fotosíntesis.

La vid es hipoestomática (estomas solo en el envés) cuya frecuencia y distribución, depende de factores genéticos, condiciones ambientales o estado de desarrollo. Como media tiene una densidad de 170 estomas/mm² (150-300 estomas/mm², *During, 1980; citado por Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007*). Además la anatomía de las hojas de vid es heterobárica: cierres estomáticos no uniformes. Al no ser uniforme la apertura estomática en toda la superficie de la hoja, tampoco es uniforme el intercambio gaseoso, es lo que se conoce como patchiness. Las zonas patchiness tienen apertura y cierre individual.

En el funcionamiento de los estomas intervienen mecanismos fotoactivos, hidroactivos e hidropasivos. Los movimientos estomáticos dependen de cambios en la presión de turgencia en el interior de las células oclusivas y de las células epidérmicas adyacentes. La actividad fotosintética y el transporte activo de solutos son los responsables de las diferentes turgencias. La luz y la concentración de CO₂ controlan la apertura estomática en relación con la demanda fotosintética de CO₂ por la planta.

La luz y las bajas concentraciones de CO₂ intercelular estimulan la apertura estomática. En general, las hojas de vid tienen totalmente abiertos los estomas con 1/10 de la máxima apertura estomática (200 μmol m⁻² s⁻¹). En relación con el suministro de agua, por lo menos dos señales controlan dicha apertura: la

VPD y el ABA. En cuanto al ABA (ácido abscísico), sus cambios diarios juegan un papel esencial en la regulación estomática. Otros factores que afectan a regulación estomática son la temperatura foliar, el potasio y el estado hídrico de la planta. En ausencia de limitaciones hídricas, la conductancia estomática está fuertemente correlacionada con el microclima luminoso y térmico de las hojas. El óptimo de temperatura para conductancia se suele situar entre 30-32°C (Kriedemann y Smart, 1971; Chaves, 1986; citado por Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007).

Por otro lado, las altas temperaturas al inducir estrés reducen la conductancia. El cierre estomático es una herramienta de defensa frente a la limitación hídrica. (Kriedemann y Smart; citado por Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. 2007) sostienen que la capacidad fotosintética se mantiene cerca del máximo en tanto el potencial hídrico foliar (Ψ_h) no caiga mucho, y sostienen que por debajo de $\Psi_h < -1.0$ MPa la fotosíntesis cae bruscamente. Lo mismo sostiene Zufferey (2000) citado por Lissarrague, J.; Baeza, P. y Sánchez de Miguel, P. (2007).

9. SUPERFICIE FOLIAR

El área foliar asociado a la cubierta vegetal tiene gran importancia para el crecimiento de los árboles frutales dada la incidencia que ésta posee en varios procesos fisiológicos (Ramesch y Singh, 1989; Portela, 1999; Bhat and Chanda, 2003; citados por Cittadini y Peri, 2006; citado por Zamorano orden N. 2011). Uno de esos procesos es la fotosíntesis, la cual utiliza como fuente energética la radiación solar interceptada por la cubierta vegetal para transformar moléculas inorgánicas (CO_2 y agua) en moléculas orgánicas aprovechables por la planta, como carbohidratos. La fotosíntesis, en conjunto con otros procesos fisiológicos (hormonales, nutricionales e hídricos) y factores abióticos (radiación solar, temperatura y humedad), interactúa con la cubierta vegetal e influyen en el desarrollo, el tamaño, el color y la calidad de la fruta, y en la distribución de los asimilados (Jackson y Palmer, 1981; Rom, 1991; Gil, 2006; citado por Zamorano orden N. 2011).

Así, conocer el área foliar de los cultivos permite un mejor manejo y uso de la cubierta vegetal, en aspectos como la poda de formación y producción, el raleo de frutos y el control de plagas y enfermedades; todas labores que inciden directamente en la productividad del huerto frutal (*Gutiérrez y Lavín, 2000; Cortés, 2003; Mika et al., 2007; citado por Zamorano orden N. 2011*).

Una forma de analizar el área foliar de las especies frutales es por medio del índice de área foliar (IAF), que corresponde a las unidades de superficie de hojas verdes por unidad de superficie de suelo (*Scurlock et al., 2001; citado por Zamorano orden N. 2011*). El IAF es un parámetro utilizado en varias ecuaciones que describen procesos físicos relacionados con el follaje, y es frecuente en modelos que simulan la cubierta vegetal o dosel de las plantas (*Cifuentes y Navarro, 1999; citado por Zamorano orden N. 2011*).

Para obtener el IAF existen métodos destructivos y métodos no destructivos. Los métodos destructivos requieren intervenir directamente en la estructura foliar de la planta, ya sea extrayendo muestras o la totalidad de las hojas de una planta para estimar o medir el IAF. Los métodos no destructivos, por su parte, no intervienen en la estructura foliar, sino que estiman el IAF a partir de parámetros físicos o descriptivos basados, por ejemplo, en la medición de la interceptación de radiación solar.

Si bien la medición del índice de área foliar mediante métodos destructivos resulta precisa, en tanto permite la medición directa del área foliar mediante la cosecha de las hojas, no permite el seguimiento de una misma unidad en el tiempo (*Suckel, 2001; citado por Zamorano orden N. 2011*). Además, estos métodos requieren de un alto tiempo de trabajo y dañan la producción de las plantas medidas. Por estas razones, es conveniente disponer de métodos no destructivos para realizar estimaciones del IAF. Un método conveniente es la medición de la interceptación de radiación solar que permite estimar el IAF, ya que estas variables están altamente asociada (*De la Casa et al., 2007; López-Lozano et al., 2009; citado por Zamorano orden N. 2011*).

3. MATERIAL Y MÉTODOS

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

1. CARACTERIZACIÓN DEL CULTIVO.

1.1. Material vegetal.

La variedad de vid que ha sido empleada para el estudio corresponde con el cultivar Listán Negro. Ésta es la variedad tinta más cultivada en Canarias (75 - 80% de su superficie vitícola).

Esta variedad es muy productiva y cuenta con un gran desarrollo vegetativo, produce vinos con aromas a frutas rojas en tintos jóvenes. Suele presentar una acidez baja, salvo en cotas altas de las islas por encima de 500 msnm, donde produce vinos más equilibrados y de mayor calidad.

Foto 1. Hoja y racimo de Listán Negro



Para caracterizar las plantas sometidas a control y comprobar la homogeneidad de desarrollo, justo antes de la poda, se midió el diámetro del tronco a mitad de su altura usando un calibrador o pie de rey. Los valores medios y las desviaciones típicas expresadas en mm fueron de (29; 3,9); (33; 2,2); (29; 3,8); y (29; 2,7) (mm), para los tratamientos 1, 2, 3 y 4, respectivamente.

Después de la realización de la poda se procedió a medir la carga o número de yemas dejadas en cada planta control. Su valor medio y la desviación típica de las plantas pertenecientes a los distintos tratamientos fueron de (28; 4,5); (31; 4,2); (29; 6,3) y (27; 6,2) para los tratamientos 1, 2, 3 y 4, respectivamente.

Una de los métodos más objetivos para determinar el desarrollo vegetativo de una planta de viña es pesar la madera procedente de la poda. Resultado de esta labor, se obtuvieron unos valores medios y unas desviaciones típicas de (711; 174); (954; 206); (573; 221) y (684; 192) para los tratamientos 1, 2, 3 y 4, respectivamente.

1.2. Localización del ensayo.

El ensayo se llevó a cabo durante la campaña 2013-2014 en la zona conocida como Tahonilla Alta, en una parcela perteneciente a la Escuela Politécnica Superior de Ingeniería, Sección de Ingeniería Agraria (EPSI-SIA), situada en el término municipal de La Laguna. Su ubicación geográfica es $28^{\circ} 28' 40''$ Norte y $16^{\circ} 19' 22''$ Oeste.

Foto 2. Vista aérea de la finca experimental.



La parcela experimental se encuentra a una altitud de 564 msnm y cuenta con una superficie aproximada de 2.000 m² de viñedos experimentales del cv. Listán Negro.

1.3. Características del cultivo

La plantación se realizó en el año 2004. Las plantas utilizadas fueron clones de una misma vid del cv. Listán Negro sin injertar y la orientación de las filas es Norte-Sur. El sistema de conducción utilizado es en espaldera, en Cordón Royat y constituida por un tronco vertical recto de unos 60 cm de altura y brazos simétricos, apoyados sobre un alambre de formación. La vegetación se sustenta en cuatro alambres con separaciones de 30 cm. El marco de plantación es de 2.5 x 1.5 m, existiendo 270 cepas en la parcela. El tipo de poda que se utiliza es corta con pulgares de dos yemas y varas de tres a cinco yemas según el vigor del sarmiento.

Mediante la poda en verde se ha controlado el número de brotes en la planta y se ha llevado a cabo el posicionamiento de los pámpanos de manera que se mantengan homogéneamente distribuidos en espaldera vertical. Los despuntes se realizaron siempre de manera leve, cortando los ápices en crecimiento siempre por encima de la altura del último alambre con el fin de evitar sumideros de los elaborados producidos por la planta. Se eliminaron también mediante ligeros aclareos muchas hojas por debajo del nivel de los primeros racimos para facilitar la insolación y la aireación de éstos.

Las labores de cultivo realizadas a lo largo de la campaña, como el abonado, los tratamientos fitosanitarios, el mantenimiento del suelo, etc., se han aplicado por igual en todos los tratamientos experimentales.

Los aportes hídricos de los tratamientos se han efectuado mediante riego por goteo. La instalación de riego consta de una electrobomba, filtro de malla, fertilizador venturi, válvulas solenoides y contadores Woltman. Los goteros utilizados son antidrenantes con un caudal medio de 4 l/h y una separación entre ellos de 50 cm. Las tuberías portagoteros van sujetas al primer alambre a una altura de 50 cm sobre el suelo.

1.4. Condiciones climáticas

Los datos meteorológicos utilizados para la caracterización climática de la parcela experimental se han obtenido de una estación agroclimática situada en los campos experimentales de la EPSI-SIA.

Las temperaturas del periodo veraniego fueron más frescas de lo habitual. La precipitación media de la campaña fue de 725 mm.

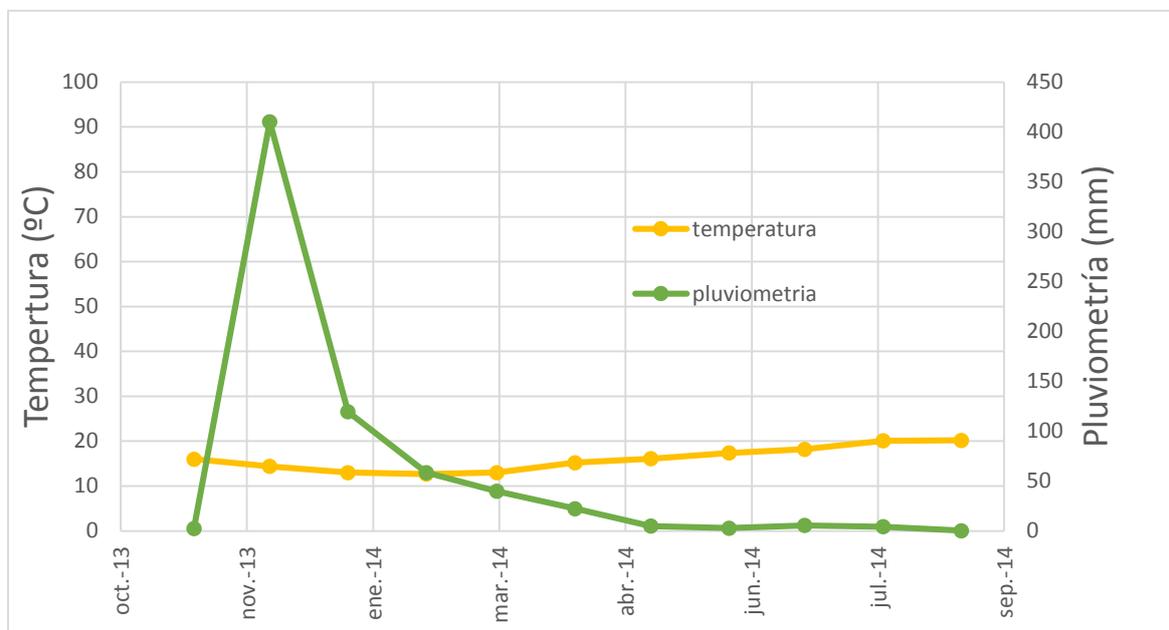
Tabla 2. Datos climáticos del periodo octubre 2013-septiembre 2014.

Fecha	T	TM	Tm	P	HR	HRM	HRm	Vo	VMax	Rad	ET (PM)
oct-13	16,2	20,3	13	54,2	80,1	95,5	57,7	2,8	4,8	4618,3	76,26
nov-13	16	18,6	14,1	2,3	82,4	91,1	69,9	2,3	4,2	2.782,80	56,1
dic-13	14,4	17,1	12,1	410,3	86,2	95,8	70,3	2	4	2.413,90	47,83
ene-14	13	15,9	10,5	119,5	86,4	96,2	71,8	2,8	5,1	3.150,50	49,29
feb-14	12,7	15,9	10,2	58,5	85,8	95,5	73	3,1	5,4	4.378,00	58,8
mar-14	13	16,6	10,6	39,8	84,7	94	71,5	2,9	5,2	5.447,30	83,39
abr-14	15,2	20	11,5	22,3	82,2	95,3	61,7	1,8	3,9	5.993,00	105,3
may-14	16,1	20,8	13,1	5	80,7	95,1	59	3,5	5,6	6.691,00	143,22
jun-14	17,4	21,7	14,4	2,8	81,1	93,7	62,5	3,3	5,3	7.253,30	126
jul-14	18,2	22,1	16	5,5	84	94,6	67,7	4,2	6,5	7.026,00	131,44
ago-14	20,1	24,3	17,6	4,3	81,3	93,3	63,5	4,5	6,5	7.422,30	142,5
sep-14	20,2	24,1	17,4	0,3	83,3	93,3	65,2	2,2	4,3	5.200,70	109,43

Fuente: Estación meteorológica "EPSI, SIA" La Laguna. T: Temperatura media (°C). TM: Temperatura máxima absoluta (°C). Tm: Temperatura mínima absoluta (°C). P: Precipitación (mm). HR: Humedad relativa media (%). HRM: Humedad relativa máxima absoluta (%). HRm: Humedad relativa mínima absoluta (%). Vo: Velocidad media del viento (m/s). VMax: Velocidad y Dirección máxima media por cada 12 minutos (m/s, ° sexagesimales). Rad: Radiación Total (Wh/m²-dia). ET: Evapotranspiración calculada por el método Penman Monteith (FAO 56).

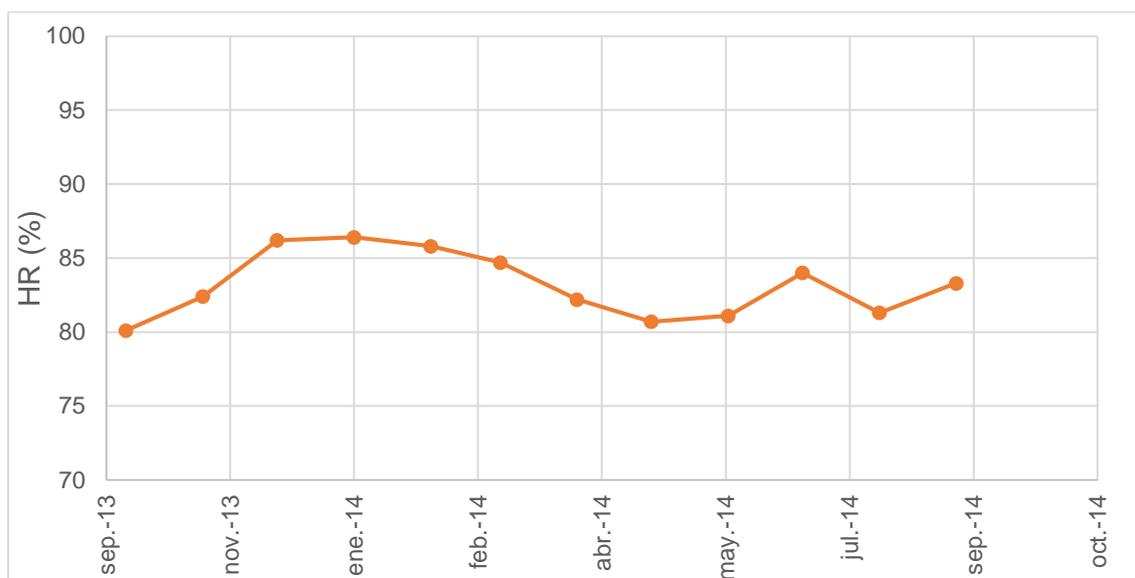
Para una mejor apreciación de la evolución de algunos parámetros climatológicos a lo largo de la campaña 2013-2014, se presentan los siguientes gráficos:

Figura 2: Diagrama ombrotérmico.



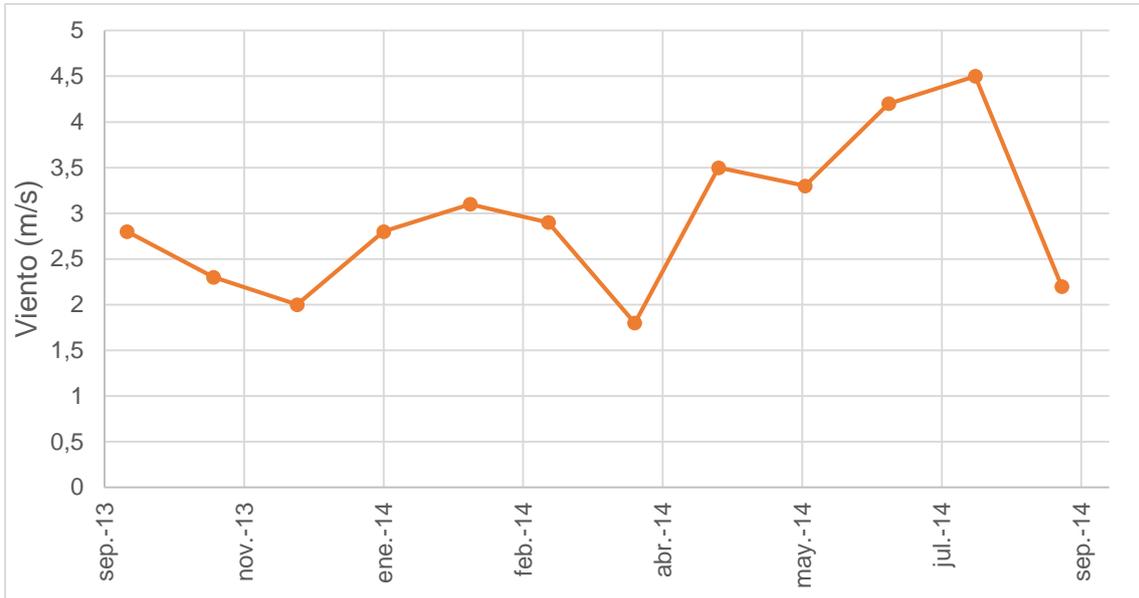
Si identificamos como meses húmedos aquellos donde $P > 2xT$, se observa un periodo húmedo que va desde el mes de octubre de 2013 a septiembre de 2014.

Figura 3: Humedad relativa.



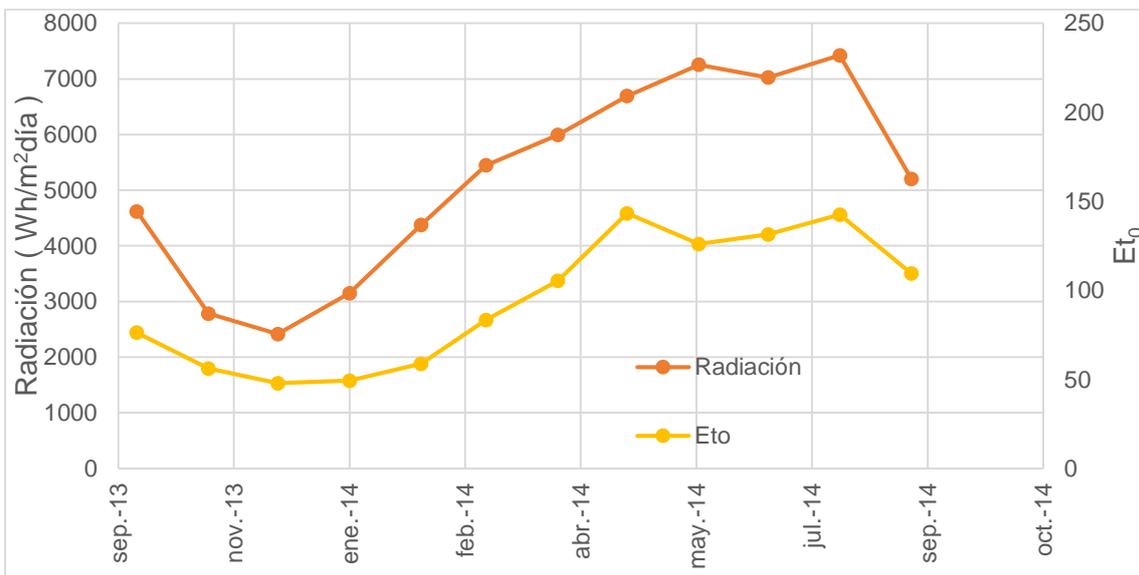
Se puede apreciar que la humedad relativa del aire es alta durante todo el periodo ($\geq 80\%$), alcanzando sus valores máximos en los meses invernales.

Figura 4. Velocidad del viento.



En los meses de verano la velocidad del viento aumenta de forma considerable debido a la entrada de los alisios.

Figura 5: Radiación-Eto



Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

1.5. Características del suelo y el agua.

Los suelos de los tratamientos se caracterizan por tener pH ligeramente básicos, con un nivel de materia orgánica bajo. Según los valores de referencia dados por el MAGRAMA, los niveles de calcio y magnesio son adecuados en todos los tratamientos al igual que los de potasio. El sodio fue el único parámetro que se encontraba ligeramente alto. Destacar la buena conductividad eléctrica de estos suelos ya que es bastante baja. Las muestras se tomaron a una profundidad de 25 cm.

Tabla 3. Características del suelo de la parcela experimental.

		Valores adecuados	Datos T1	Datos T2	Datos T3
Materia orgánica (%)		>3 %	1,9	3	2,2
Fósforo (ppm)		>25 ppm	36	20	24
Cationes de cambio	Na (meq/100g)	<3% (Na/CIC)	1,6	1,6	1,4
	K (meq/100g)	>0,6	2,7	2,7	2,8
	Ca (meq/100g)	>4	12,8	11,5	14,3
	Mg (meq/100g)	>1	8,4	8,7	5,4
pH		6-7	7,5	7,7	7,3
CE(ms/cm25°C)		<2	0,61	0,58	0,56
% de saturación			38,0	42,0	35,8

Tabla 4. Características del agua de riego.

Indicadores	
CE (dS/m)	0,67
pH	8,9
NO ₃ ⁻ (meq/l)	0
NH ₄ ⁺ (meq/l)	0
H ₂ PO ₄ ⁻ (meq/l)	0
K ⁺ (meq/l)	1,5
Ca ²⁺ (meq/l)	3,33
Mg ²⁺ (meq/l)	0,01
Na ⁺ (meq/l)	1,34
Cl ⁻ (meq/l)	1,8
SO ₄ ²⁻ (meq/l)	0,1
HCO ₃ ⁻ (meq/l)	3,5
CO ₃ ²⁻ (meq/l)	0,75

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Una vez analizada el agua de riego se calculó el SAR_{corregido} (relación de absorción de sodio). Con este dato y la conductividad eléctrica se clasificó el agua mediante las normas de Riverside. Los resultados clasificaron el agua en el rango C₂ (agua de salinidad media, apta para el riego) y S1 (agua con bajo contenido en sodio, apta para riego en la mayoría de los casos. Sin embargo pueden presentarse problemas con cultivos muy sensibles al sodio). También se calculó el PSI (porcentaje de sodio intercambiable), que dio un valor de 0,7%<15% (Staff, 1954), lo que indica que no existe peligro de sodificación del suelo. La viña se considera un cultivo moderadamente sensible a la salinidad, aunque esta sensibilidad dependerá del patrón o cultivar utilizado. No obstante, según la clasificación propuesta por Maas y Hoffman, 1977 si la CE_{es} es menor de 1,5 dS/m no existirá ningún detrimento de productividad causado por la salinidad.

Fórmulas utilizadas:

$$[Ca^{2+}]^0 = \exp[0,552 + 0,1637\sqrt{CEw} - 0,668 \ln ([HCO_3^-] + [CO_3^{2-}])]$$

$$SAR_{\text{corregido}} = \frac{(Na^+)}{\sqrt{\frac{(Ca^{2+}) + (Mg^{2+})}{2}}}$$

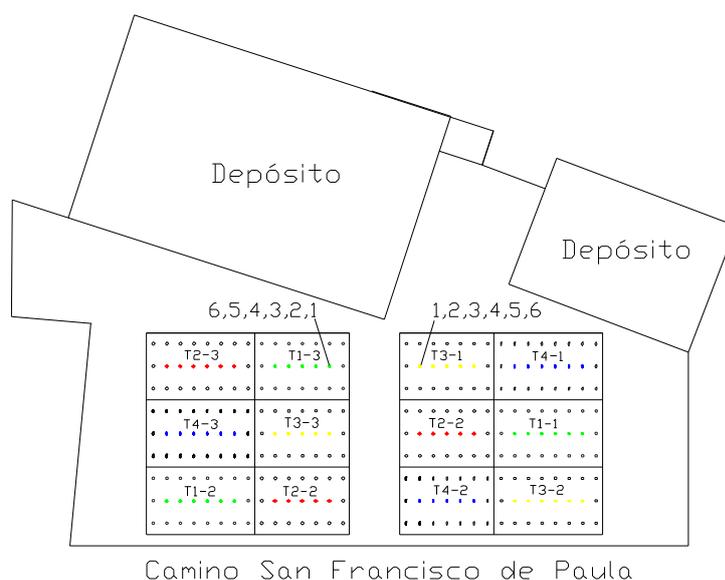
$$PSI = \frac{100 \times (-0,0126 + 0,01475 \times SAR_{aj})}{1 + (-0,0126 + 0,01475 \times SAR_{aj})} \quad (\text{Ecuación propuesta por USDA Staff})$$

2. PROTOCOLO EXPERIMENTAL.

2.1. Diseño experimental.

El diseño experimental divide la parcela en 12 bloques o unidades experimentales distribuidas al azar. Cada unidad experimental contiene 21 o 24 plantas según indica el croquis adjunto. En la unidad de 21 plantas, 5 son control y el resto plantas borde. En la de 24, 6 son control.

Figura 6. Diseño experimental.



Como se puede observar, cada unidad experimental está constituida por tres filas de plantas, ubicándose las plantas control en la línea intermedia. A su vez, la primera y última planta de dicha línea son consideradas también como borde.

Foto 3. Detalle de la plantación.



Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

2.2. Tratamientos. Aportes hídricos.

Se establecieron dos regímenes hídricos a los tratamientos:

- riego sin estrés
- riego deficitario.

El aporte realizado a las plantas del tratamiento control se equiparó al que se aplicaba a una planta contenida en un lisímetro situado dentro de la parcela experimental. La humedad del suelo mantenida en dicho lisímetro estaba próxima a la capacidad de campo. De esta manera, se suponía que las plantas del tratamiento control no estaban sujetas a condiciones de estrés hídrico durante la primera y segunda etapa del cultivo.

Con carácter semanal se determinaba la dotación aplicada a la planta del lisímetro y se aplicaba esta misma cantidad a la de los bloques “sin estrés”. A las de los bloques sometidos a “estrés” se le aplicó solo un 10% de la cantidad aludida anteriormente.

Los riegos se aplicaron en las dos primeras etapas de las tres en que se dividió el periodo vegetativo que iba desde la brotación a la vendimia. Estas etapas son: 1) brotación-floración, 2) floración-envero y 3) envero-vendimia.

Como se mencionó anteriormente, el lisímetro contenía una planta situada dentro de la plantación. Tenía un volumen de suelo de aproximadamente 2400 l (185x130x100 cm). El contenedor estaba sustentado sobre cuatro puntos constituidos por células de carga que con una frecuencia de 10 minutos medían el peso y lo transmitía a un registrador donde se quedaban acumulado. Con ayuda de un software de comunicación y vía bluetooth se leían o descargaban esos datos en un ordenador situado en el edificio de la Sección de Ingeniería Agraria.

Los cuatro tratamientos de riego que se establecieron quedan reflejados en el siguiente cuadro.

Tabla 5. Tratamientos de riego.

Tratamiento	Nº del tratamiento	1ª etapa (Brotación-Floración)	2ª etapa (Floración-Envero)
Sin estrés	1 (Lisímetro)	Sin estrés (dotación del lisímetro)	Sin estrés (dotación del lisímetro)
Estrés en 1ª etapa	2	Estrés (dotación del 10% de la del lisímetro)	Sin estrés (dotación del lisímetro)
Estrés en 2ª etapa	3	Sin estrés (dotación del lisímetro)	Estrés (dotación del 10% de la del lisímetro)
Estrés en 1ª y 2ª etapa	4	Estrés (dotación del 10% de la del lisímetro)	Estrés (dotación del 10% de la del lisímetro)

Foto 4: Detalle del lisímetro y drenaje del mismo



Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

3. EVALUACIÓN DEL DESARROLLO VEGETATIVO Y PRODUCTIVO.

3.1. Materiales

Fenología y fertilidad de las yemas.

Para estos solo se precisó un cuaderno donde se anotaban los estados fenológicos y la localización de los racimos fructíferos de las distintas plantas.

Índice de área foliar

Para medir el número y densidad de hojas se utilizó un panel de PVC diseñado y construido en este Centro. Las dimensiones eran de 120 x 150 cm con orificios dispuestos en una trama de 10 x 10 cm. Éste tenía dos placas perforadas separadas por unos 10 cm. Los orificios en las dos placas se conectaron con pequeños tubos de metacrilato de 10 mm de diámetro, que servían de guía para la aguja de medición. Ésta era de aluminio terminada en punta redondeada.

El panel se sustentaba por dos pies telescópicos que daban estabilidad al conjunto y permitía ajustarlo en altura. En el estudio, al contar con un sistema de conducción en espaldera el panel se dispuso en vertical, paralelo a la línea de cultivo.

3.2. Métodos

Fenología.

El control fenológico se realizó mediante una visita semanal en la que se observaron las plantas control y se anotaba el estado fenológico más frecuente en el que se encontraban todas las yemas de cada planta.

Existen diversos métodos propuestos para definir los estados fenológicos de la vid. El más utilizado es el de *Baggiolini* (1952) que define nueve estados fenológicos desde brotación hasta el envero. Posteriormente fue completada por *Peterson*, quien añadió cinco estados más.

Los estados fenológicos para estos autores son los siguientes:

- Yema de invierno (Estado A): yema del año pasado



- Yema hinchada o algodonosa (Estado B): la yema se hincha, separándose las escamas.



- Punta verde (Estado C): yema continúa hinchándose y alargándose, presentando una punta verde formada por la extremidad del pequeño brote.



- Salida de hojas (Estado D): aparición de pequeñas hojas rudimentarias en roseta. Su base está todavía protegida por la borra.



Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

- Hojas extendidas (Estado E): primeras hojas totalmente abiertas. Pámpano visible completamente.



- Aparición de inflorescencias (Estado F): se observan inflorescencias rudimentarias en la extremidad del brote, seguido de cuatro o seis hojas.



- Racimos separados (Estado G): los racimos se separan a lo largo del brote, pero los órganos florales continúan cerrados.



- Botones florales separados (Estado H): botones florales completamente aislados. Aparición de la forma de la inflorescencia.



- Floración (Estado I): los capuchones se desprenden y caen dejando visibles los estambres y pistilos.



- Cuajado (Estado J): comienza a engrosar el ovario después de la fecundación.



- Grano tamaño guisante (Estado K).



- Cerramiento del racimo (Estado L).



- Inicio envero (Estado M1).



- Pleno envero (Estado M2).



Fertilidad de las yemas.

En el mes de julio, cuando todos los racimos habían sido emitidos, se observaron todos los brotes o sarmientos de las plantas control. Se anotó el número de brotes sin racimos. En los brotes fértiles se anotó el posicionamiento de cada racimo a lo largo del mismo, es decir, el nudo en el que se encontraba. Se determinó el número total de varas fértiles e infértiles por planta, y el porcentaje de racimos asociados a cada nudo.

Índice de área foliar.

El índice de área foliar se determinó en la planta ubicada en el lisímetro. El objetivo era conocer la evolución vegetativa de las plantas del tratamiento control (1). A simple vista se podía observar que la cobertura foliar de la planta contenida en el lisímetro era menor que el resto de las plantas de la parcela que recibían la misma dotación de riego. Por tanto, a pesar de lo tedioso del método de Point Quadrat, la información obtenida hay que tomarla con algunas reservas.

Los primeros autores en describir este método para calcular la distribución foliar fueron Levy y Madden, 1933. Estos investigadores lo aplicaron a un cultivo de hierba y sobre él desplazaron una aguja en dirección vertical en un entramado de cuadrículas para poder hacer un mapa de la distribución foliar.

Este primer método descrito contaba con un inconveniente muy importante al no considerar el grado de inclinación de las hojas, obviando de esta manera los valores del área foliar del cultivo.

Wilson, (1958) propone el método "Point Quadrat bidimensional". El autor desarrolló un método que permitía determinar la inclinación foliar combinado, el número de intersecciones en dirección vertical y horizontal.

La aplicación del método propuesto por Wilson en viñas conducidas por espaldera se hace materialmente imposible. Por esa razón se utiliza un método propuesto por el profesor Domingo Sáenz Pisaca en su tesis doctoral "*Ecofisiología de la vid, cv. Listán negro, cultivada en la Comarca de Tacoronte-Acentejo (inédita)*". Este método consiste en llevar a cabo el protocolo de Wilson y ponderar los valores obtenidos teniendo en cuenta que las hojas no están dispuestas en un plano paralelo al del panel. Para ello, se toman 10 hojas al azar y se miden los ángulos verticales y horizontales respecto al plano del panel. Con la aplicación de una ecuación matemática, se determina en cada una la relación entre la superficie real y la proyectada sobre el plano del panel. Las medidas obtenidas con el panel se ponderan por un coeficiente que corresponde a la media de las relaciones de superficies de las diez hojas.

Con las medidas realizadas se puede calcular el IAF (Índice de Área Foliar) y el ISF (Índice de Superficie Expuesta), de la siguiente manera:

$$IAF = \frac{(n^{\circ} \text{ de contactos/planta}) \times 0,01 \left(\frac{m^2}{\text{contacto}} \right) \times (\text{coeficiente de ponderación})}{3,75 \left(\frac{m^2}{\text{planta}} \right)}$$

$$ISF = \frac{(n^{\circ} \text{ de contactos de hojas exteriores/planta}) \times 0,01 \left(\frac{m^2}{\text{contacto}} \right) \times (\text{coeficiente de ponderación})}{3,75 \left(\frac{m^2}{\text{planta}} \right)}$$

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Foto 5. Panel para la medida de la distribución foliar por el método de Points-Quadrats



4. EVALUACIÓN DE LA RESPUESTA FISIOLÓGICA AL ESTRÉS HÍDRICO.

4.1. Materiales

Para la medida de los distintos parámetros fisiológicos se utilizaron los siguientes aparatos.

Analizador de gas por infrarrojos (IRGA).

Es un aparato portátil de medida de intercambio de gases por infrarrojos (IRGA: Infrared Gas Analyser). Éste tiene una cámara donde se realiza la medida del intercambio gaseoso, unos sensores de radiación y temperatura, y un mástil portátil para tomar aire a altura de unos tres metros por encima del punto de medida, de forma que el intercambio gaseoso realizado por los seres vivos que se encuentran próximos al aparato (investigadores y plantas) no interfieran en las medidas.

El IRGA proporciona medidas de intercambio de CO₂ y H₂O de una porción de hoja encerrada en la cámara. Las medidas se determinan en base al estado del gas que entra al aparato y del aire que pasa a través de la muestra que se encuentra en la cámara. De esta manera el IRGA es capaz de medir a la misma vez el CO₂ y H₂O gracias a un sistema óptico dual que se basa en las propiedades de absorción de los gases en la región del infrarrojo.

La cámara utilizada tenía un área de exposición de 6,25 centímetros cuadrados (2,5 cm x 2,5 cm). En el interior la cámara del IRGA contiene un pequeño ventilador que homogeniza el aire de la cámara el aire dentro de la cámara.

Mediante una serie de ecuaciones, basadas en los estudios de Caemmerer y Farguher (1981), el IRGA es capaz de realizar medidas de absorción neta de CO₂ (A), transpiración (E) y, a partir de éstas, la concentración interna de CO₂ en el mesófilo de la hoja (C_i) y la conductancia estomática (g_s).

La temperatura de las hojas también se midió directamente gracias a un termopar que contiene la cámara.

Foto 6. Analizador de Gases por Infrarrojos (IRGA).



Fluorómetro (MINI-PAM).

Las medidas de fluorescencia de la clorofila a luz ambiente se llevaron a cabo con un fluorímetro modulado portátil MINI-PAM (Pulse Amplitude Modulation; Walz, Effeltrich, Germany), constituido por tres elementos básicos: una unidad principal de control, un haz de fibras óptica con respecto a la hoja. El MINI-PAM viene programado de fábrica con valores estándar de todos los parámetros de medida relevantes (intensidad y frecuencia de la luz modulada, amplitud de los

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

pulsos saturantes, intensidad de luz actínica, etcétera). Estos valores estándar están optimizados para medidas con hojas tipo y una distancia de 12 mm entre la fibra óptica y la superficie foliar. Ello no obsta para que la configuración del aparato sea enormemente flexible, pudiendo modificarse fácilmente los parámetros de medida para ajustarlo a distintas aplicaciones.

La unidad principal de control contiene todos los componentes esenciales del MINI-PAM, a excepción de la fibra óptica; esto incluye un dispositivo óptico para la excitación y detección de la fluorescencia, un amplificador selectivo (patentado), un sistema de adquisición y almacenamiento de datos, una fuente de luz actínica y pulsos saturantes, una batería recargable, y una interfase con el operario, esto es, una pantalla y un teclado.

El *MINI-PAM* permite la realización de dos grandes grupos de medidas de fluorescencia clorofílica: 1) medidas de fluorescencia clorofílica en condiciones de adaptación a la oscuridad; y 2) medidas de fluorescencia clorofílica en estado bajo condiciones naturales de iluminación.

Foto 7. Fluorómetro MINI PAM.

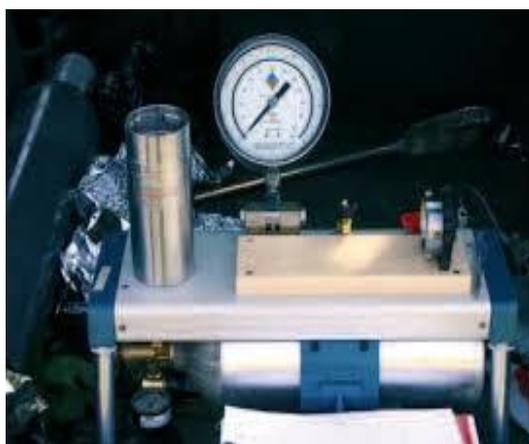


Cámara de Scholander.

Este aparato dispone de una cámara, una válvula para controlar la velocidad de paso del gas a la misma, un manómetro para medir las presiones en su interior y una botella de gas que suministra la presión al sistema.

El gas utilizado era nitrógeno. La presión a la que rellenaba la botella era de 1800 psi, es decir, aproximadamente 13 MPa.

Foto 8. Cámara Scholander.



4.2. Métodos

Las medidas de la fotosíntesis neta (A_n), conductancia estomática (g_s), transpiración (E) y fluorescencia de clorofilas se realizaron en los meses de mayo (floración de la vid) y septiembre, justo antes de la vendimia.

Estas se efectuaron en las cepas seleccionadas de cada bloque. Para ello se seleccionaron dos plantas por bloque experimental y dentro de ellas, dos hojas situadas a ambos lados de la espaldera que se encontraban expuestas al este y al oeste. Dichas hojas se encontraban totalmente desarrolladas, con aspecto sano y funcional y directamente expuestas a la luz solar en la mitad superior de la espaldera.

El número de medidas realizadas sobre la misma hoja fueron cinco en mayo y cuatro en septiembre, distribuidas a lo largo del día y empezando antes del amanecer (predawn).

Las medidas se realizaban de la siguiente manera. Una vez capturada la hoja se esperaba el tiempo necesario hasta que los valores que se leían en la pantalla se estabilizaban. En ese momento se pulsaba el botón de registro. El procedimiento podía durar varios minutos, según las condiciones del día.

Foto 9. Selección de una hoja y medición con IRGA.



Potencial hídrico foliar.

En este caso se efectuaron cinco medidas a lo largo del día en el mes de mayo y cuatro en septiembre. Se realizaron escogiendo cuatro hojas al azar de cada tratamiento, dos con orientación Este y otras dos con orientación Oeste de la espaldera.

Para llevar a cabo la medida, se cortó el pecíolo, se trasladó de inmediato al lugar donde se encontraba la cámara de Scholander, se realizó otro corte limpio con una cuchilla, se introdujo la hoja en la cámara dejando el corte practicado en el pecíolo por fuera y se apretó el elastómero que proporcionaba estanqueidad a la cámara. Se abrió el paso del gas al interior de la misma y se observó el corte detenidamente utilizando una lupa. Cuando se detectó afluencia de savia, se cerró la válvula y se anotó la presión registrada en el manómetro. Ésta se equiparó al potencial de agua que tenía la hoja en el momento del corte.

5. EVALUACIÓN DEL GRADO DE MADUREZ DE LA UVA.

5.1. Materiales.

Para la valoración de la maduración se utilizaron los siguientes instrumentos:

- Refractómetro portátil: Este instrumento mide directamente la concentración de azúcar de los jugos de las frutas analizadas. Se calibró a cero utilizando agua destilada. El jugo a analizar se deposita sobre el prisma, se cierra la tapa y se dirige el instrumento hacia la luz. Basta entonces con realizar una lectura.
- Los materiales de laboratorio empleados fueron bureta, vasos de precipitado, fenolftaleína y sosa para realizar la valoración y determinar la acidez total de las muestras. También se utilizó un pH-metro que mediante el método electroquímico mide el pH de una disolución.

5.2. Métodos.

Muestreo de bayas.

En el mes de septiembre cuando se observó que la uva se aproximaba a su punto de madurez enológica, se recogieron cien bayas por cada tratamiento, elegidas al azar. Dichas bayas se introdujeron en bolsas de plástico y se llevaron al laboratorio.

Se cogieron bayas de todas las partes del racimo (hombros, ápice y zona intermedia), y de todas las orientaciones alrededor de éste.

Foto 10. Recogida de muestras



Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Pesaje de muestras.

En el laboratorio se pesó cada bolsa y se dividió entre las cien para obtener el peso medio de la baya. Después fueron procesadas para su análisis.

Obtención de la fase líquida de la muestra.

Las bayas se prensaron de forma manual hasta que los hollejos estaban totalmente separados de la pulpa.

Posteriormente, la parte líquida se puso en vasos de precipitado y se filtró para eliminar las partículas más gruesas del mosto.

Foto 11. Obtención fase líquida.



Determinación del contenido de sólidos solubles totales.

Una vez preparada la muestra líquida se procedió a determinar el grado alcohólico probable mediante un refractómetro, depositando una gota sobre el prisma cristalino y leyendo directamente su valor a través del visor.

El grado de refracción varía con la temperatura por lo que los métodos oficiales han estandarizado la medida a 20°C. No obstante, el refractómetro empleado corrige directamente este factor.

6. VENDIMIA

La vendimia se realizó el día 18 de septiembre de 2014 cuando la uva alcanzó los 13º alcohológicos probables, según los análisis de maduración realizados previamente.

Las uvas procedentes de cada tratamiento se vendimiaron por separado.

La fruta vendimiada estaba ampliamente afectada por Oídio. Gran parte de la producción fue desechada por su mal estado y esta circunstancia imposibilitó analizar estadísticamente los pesos obtenidos en cada unidad experimental. La fruta seleccionada se transportó a bodega.

7. VINIFICACIÓN.

Una vez vendimiada, la fruta se trasladó de inmediato a la Bodega Experimental del ICCA (Instituto Canario de Calidad Agroalimentaria) del Gobierno de Canarias, donde tuvo lugar la microvinificación.

En algunos bloques experimentales se cosechó un peso inferior al contemplado en el protocolo de vinificación por lo que se tuvo que juntar la producción de algunos bloques del mismo tratamiento. Como consecuencia de esto, se realizaron 8 microvinificaciones (4 tratamientos x 2 repeticiones) en vez de las 12 previstas (4 tratamientos x 3 repeticiones).

Foto 12. Detalle del estrujado de la uva y de los depósitos de vinificación.



7.1. Materiales.

Los materiales empleados para la vinificación fueron los siguientes:

- Báscula digital (peso máximo: 50 kg, sensibilidad: 10 mg)
- Estrujadora eléctrica de tolva horizontal (capacidad máxima: 10.000 kg/h)
- Prensa manual de usillo (capacidad máxima: 20 kg)
- Depósitos de acero inoxidable de 15 l de capacidad, de boca ancha.
- Garrafrones de 4 l con tapón de corcho y film de parafina
- Densímetro (1100/980 g/l)
- Metabisulfito potásico (noxitan) (97% + 3% taninos)
- Ácido tartárico (99,5 %)
- Levaduras (Lallemand VQ15)
- Nutrientes (Lallemand vit)

7.2. Métodos.

La vinificación se llevó a cabo de la siguiente manera:

- I. Se realizó el pesado de la uva y se comprobó del estado sanitario de la misma.
- II. Se introdujo la uva en una cámara durante 12 horas hasta alcanzar una temperatura de 15°C para evitar oxidaciones.
- III. Al día siguiente se estrujó y se separó los raspones de forma manual. Se tomó una muestra de los diferentes mostos para enviarlas al laboratorio del instituto agroalimentario de Canarias.
- IV. Seguidamente se sulfito con metabisulfito potásico a razón de 15 gramos por cada 100 kilogramos de uva, debido al mal estado sanitario de la uva.
- V. Una vez conocidos los resultados de los análisis del mosto, se realizaron las correcciones necesarias de pH con ácido tartárico para intentar alcanzar un pH de 3,5.

- VI. Posteriormente se le añadió una inoculación con levaduras seleccionadas. A partir de ese momento se tomaron datos de temperatura y densidad, hasta el final de la fermentación, el 26 de septiembre de 2014. Se estimó que terminaba cuando el mosto alcanzaba una densidad de 992-994 g/l. Una vez fermentado, se trasegó y analizó.
- VII. Finalmente se pasó a garrafrones de 4 l donde permaneció hasta el momento de la cata.

8. EVALUACIÓN DEL VINO

8.1. Organoléptica (Cata).

El día 22 de enero de 2015 se realizó una cata de las muestras de vino obtenidas.

Se llevó a cabo en una sala anexa a la bodega y asistieron las siguientes personas: Luis Rumeu Ucelay (Técnico del ICCA), Francisco González Díaz (Técnico del ICIA), Valerio Gutiérrez Afonso (Profesor de la ULL), y Jorge Rodríguez Alonso (autor de este trabajo).

Los vinos se evaluaron siguiendo un modelo estándar propuesto por el Comité de Calificación de Vinos de Canarias. En él se puntúan las muestras en las distintas fases: visual, olfativa y gustativa. También se valora la armonía. Por último, se realizan las observaciones que cada catador considera conveniente resaltar.

Foto 13. Cata de las microvinificaciones.



8.2. Analítica

Tras la recolección y el estrujado de las diferentes microvinificaciones, se llevó a cabo un análisis a los mostos resultantes, en donde se corrigió el pH y la acidez total. Una vez finalizado el proceso de fermentación y el prensado se realizó una segunda analítica de los vinos.

9. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

Los datos obtenidos se analizaron mediante un paquete estadístico "SPSS". Se realizó un análisis de comparación de medias (ANOVA) con un nivel de significación del 95% de probabilidad ($P < 0.05$) separando las medias mediante el test de Tukey, para comprobar la existencia de diferencias significativas en los diferentes tratamientos.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

1. CARACTERIZACIÓN DEL CULTIVO.

1.1. Material vegetal.

Tabla 6. Diámetro, carga y peso de poda.

	Diámetro del tronco (mm)		Nº yemas/planta		Peso de poda (g)	
	Media	Desv. Estandar	Media	Desv. Estandar	Media	Desv. Estandar
T1	29	3,9	28	4,5	711	174
T2	33	2,2	31	4,2	954	206
T3	29	3,8	29	6,3	573	221
T4	29	2,7	27	6,2	684	192

La medida del diámetro del tronco puede constituir, junto con otros parámetros, una medida del vigor de la planta. Como se puede observar en la tabla 6, los valores medios obtenidos se sitúan próximos a 30 mm de diámetro en todos los tratamientos.

Otro parámetro que de alguna forma está relacionado con el vigor de las plantas es el peso de la madera de poda. A este respecto, en la tabla 6 se puede apreciar que el tratamiento T2 produjo sensiblemente más peso, aunque el número de yemas que permaneció en la planta después de la poda fue muy similar en todos los tratamientos (27-31 yemas).

1.2. Fenología del cultivo.

Tabla 7. Estados fenológicos según Baggiolini (1952).

TRATAMIENTO												
Fecha (día-mes)	T1/1	T1/2	T1/3	T2/1	T2/2	T2/3	T3/1	T3/2	T3/3	T4/1	T4/2	T4/3
11/3	C	C	C	C	C	C	D	C	C	C	C	C
18/3	E	D	D	D	D	D	F	E	F	E	E	D
25/3	E	E	D	D	F	E	F	E	G	F	E	E
01/4	F	F	F	F	F	F	F	F	G	G	F	F
08/4	G	F	F	F	G	G	G	G	G	G	G	F
15/4	G	G	G	G	H	G	G	G	G	G	G	G
22/4	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H
29/4	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H
05/5	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H
12/5	I	I	I	I	I	I	H	H	H	I	H	H
19/5	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I
26/5	J	J	J	J	J	J	J	J	J	J	J	J
02/6	K	K	K	K	K	K	K	K	K	K	K	K
09/6	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L
16/6	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L
23/6	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L
30/6	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L
07/7	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L
18/7	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L
31/7	M1											
06/8	M2											

Tabla 8. Duración de las distintas etapas del cultivo.

Brotación-floración	Floración-envero	Envero-vendimia	Brotación-vendimia
60 días	80 días	49 días	189 días

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Como cabría esperar, en la tabla 7 se muestra que no existen diferencias fenológicas entre los diferentes tratamientos. En esta campaña la brotación del cultivo (estado fenológico C) se produjo en la primera quincena del mes de marzo. La floración (estado fenológico I) se manifestó a mediados del mes de mayo y el comienzo del envero (estado fenológico M1) a finales del mes de julio. La maduración enológica (vendimia) se alcanzó a mediados del mes de septiembre.

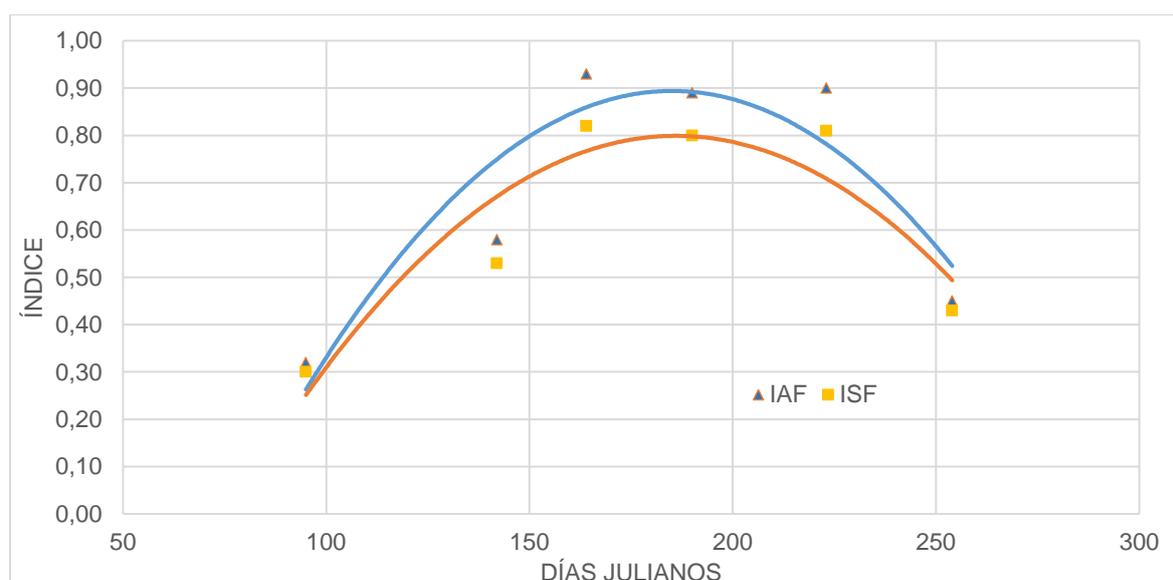
1.3. Desarrollo vegetativo.

Para contar con una referencia del desarrollo vegetativo del cultivo, se determinó el Índice de área foliar (IAF) y el Índice de superficie foliar (ISF) de la planta situada en el lisímetro.

Tabla 9. Resultados IAF e ISF de la planta ubicada en el lisímetro.

	Día juliano	IAF	ISF	Superficie total (m ²)	Superficie expuesta (m ²)
05/04/2014	95	0,32	0,30	1,21	1,12
22/05/2014	142	0,58	0,53	2,19	1,98
13/06/2014	164	0,93	0,82	3,50	3,10
09/07/2014	190	0,89	0,80	3,35	3,03
11/08/2014	223	0,90	0,81	3,40	3,04
11/09/2014	254	0,45	0,43	1,68	1,62

Figura 7: Representación del IAF e ISF.



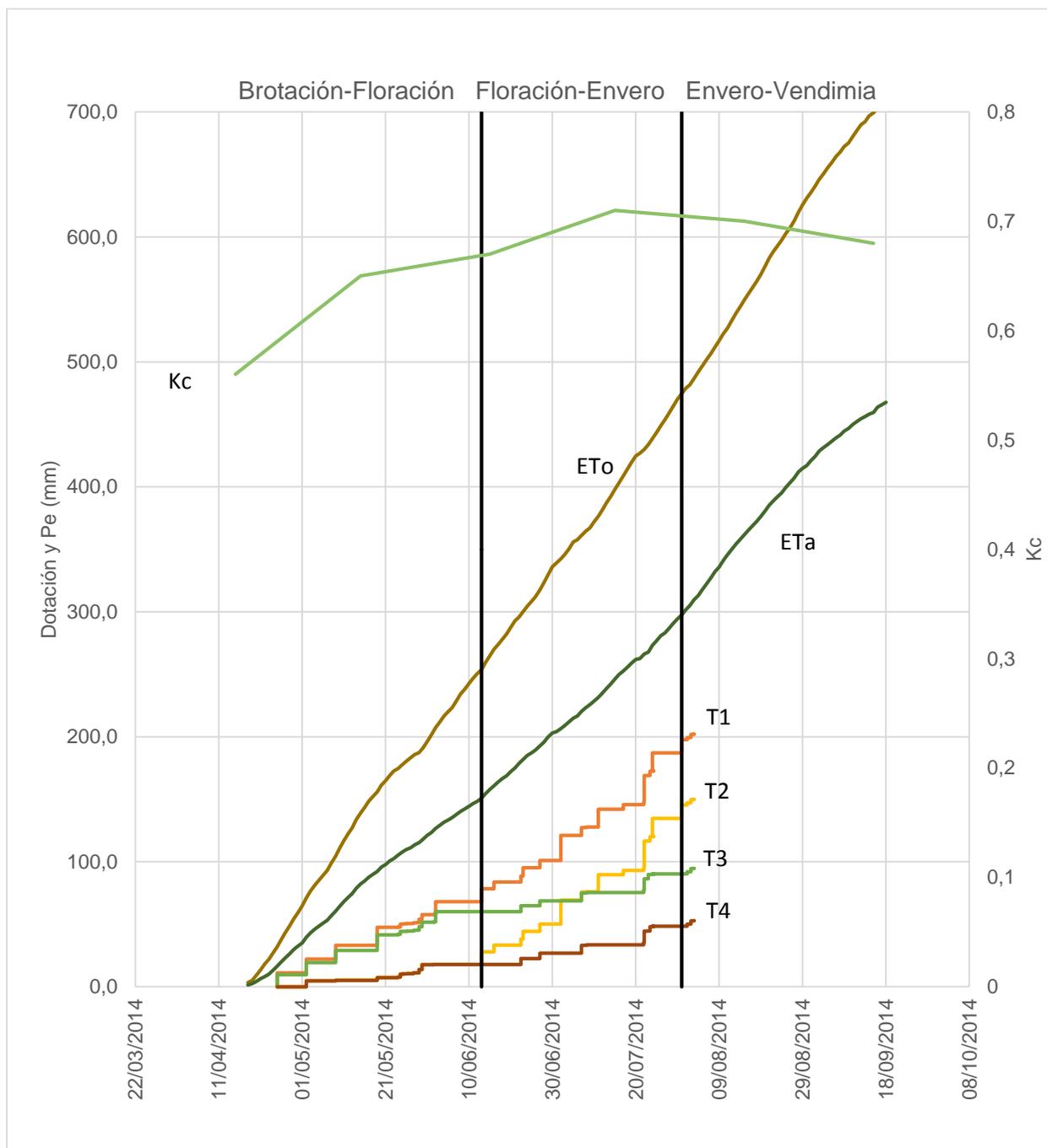
En la figura anterior se observa como el área foliar aumenta hasta llegar a mediados del mes de junio. Desde esa fecha la superficie de área foliar se mantiene prácticamente estable hasta principios del mes de agosto para a continuación descender drásticamente hasta llegar al momento de la vendimia.

Se debe advertir que este drástico descenso no lo experimentaron las plantas de la parcela, achacando este comportamiento a que el sistema radicular de la planta situada en el lisímetro tenía un desarrollo menor que el del resto de las plantas, acusando un mayor agostamiento y respondiendo a éste con la senescencia de sus hojas.

2. EVALUACIÓN DE LA RESPUESTA FISIOLÓGICA AL ESTRÉS HÍDRICO.

2.1. Demanda evapotranspirativa y dotaciones de riego.

Figura 8: Evolución de los valores del coeficiente de cultivo (K_c), evapotranspiración de referencia acumulada (ET_o), evapotranspiración del cultivo (ET_a) y dotación de riego + precipitación efectiva acumulada en los tratamientos T1, T2, T3 y T4.



Estudio de la ecofisiología de la vid (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

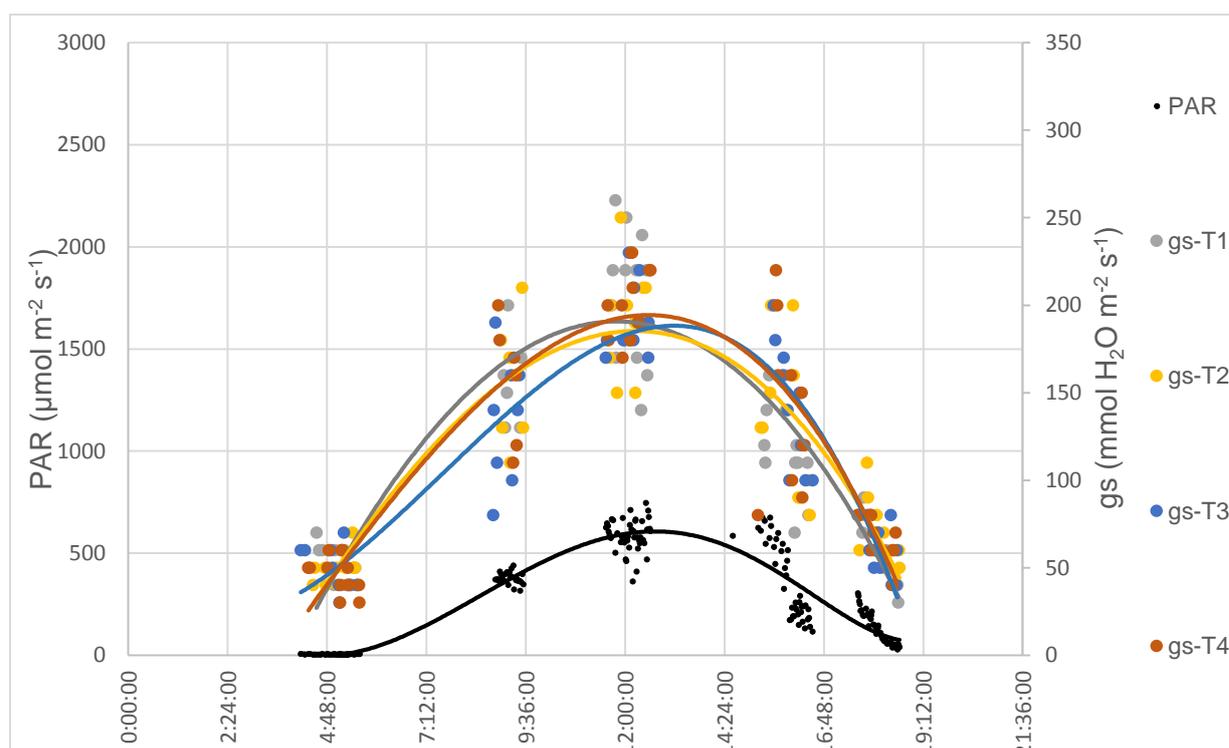
Las cantidades de agua aportadas al cultivo (dotación de riego + precipitación efectiva) fueron de 202, 150, 95 y 53 mm para los tratamientos T1, T2, T3 y T4, respectivamente. La evapotranspiración de referencia para el periodo de riego fue de 710 mm y la evapotranspiración de la planta situada en el lisímetro que se regaba en la misma cuantía que el tratamiento T1 fue de 468 mm.

El coeficiente de cultivo obtenido mediante el cociente ET_a / ET_o alcanzó su valor máximo (0,71) a mediados del mes de julio.

2.2. Respuesta estomática.

2.2.1. Medidas del mes de mayo.

Figura 9: Curso diario de la conductancia estomática y radiación PAR (22/05/2014).



Observando la figura 9 en los valores de radiación PAR se comprueba que en este día de mediciones el cielo se encontraba cubierto. En consecuencia, todos los parámetros fisiológicos medidos durante ese día no tendrían por qué coincidir con los previsiblemente medidos en un día despejado. Las curvas de ajuste

obtenidas mediante ajuste de los valores medios de conductancia de cada tratamiento no parecen diferir sensiblemente, a pesar de que las dosis de riego aplicadas a los tratamientos 2 y 4 fueron del 10% de las realizadas a los tratamientos 1 y 3.

En esta primera etapa del cultivo las reservas de agua en el suelo eran altas y la demanda evapotranspirativa de las plantas era todavía baja. Esto puede explicar los resultados obtenidos.

Tabla 10. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la conductancia estomática medida en mol H₂O m⁻² s⁻¹ (22/05/2014).

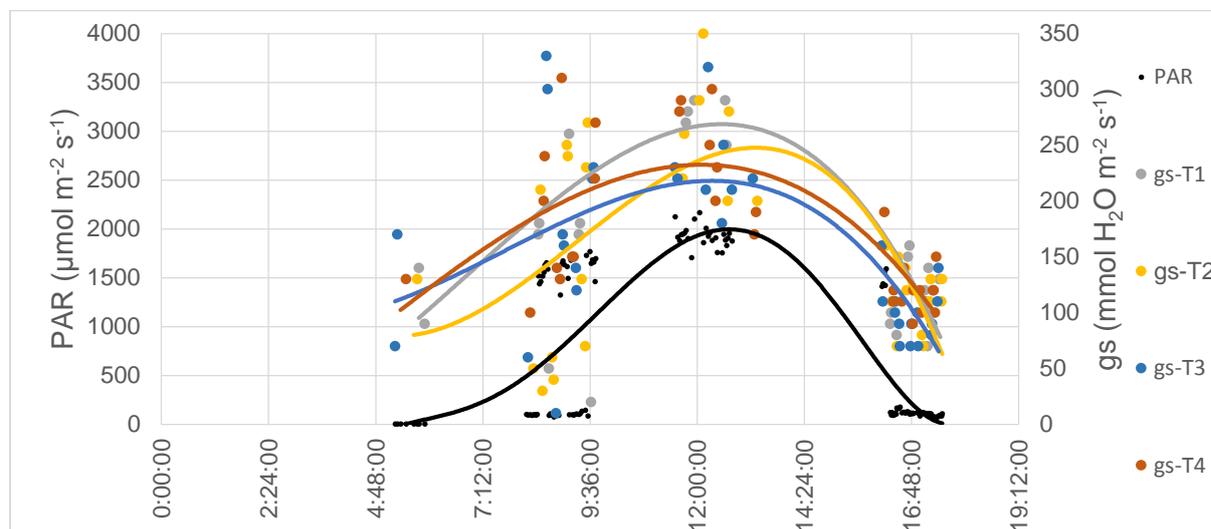
Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3	12	0,1900
2	12	0,1908
4	12	0,2017
1	12	0,2058
Sig.		0,496

N= número de muestras

Sometiendo las conductancias estomáticas obtenidas a mediodía a un análisis de separación de medias realizado con el programan SPSS no se observan diferencias significativas al nivel de confianza del 95%.

2.2.2. Medidas del mes de septiembre.

Figura 10: Curso diario de la conductancia estomática y radiación PAR (17/09/2014).



La figura 10 de la radiación PAR indica que fue un día que amaneció cubierto para despejarse durante la mañana y volver a cubrirse a última hora de la tarde.

Se observa que los valores máximos de conductancia de las curvas obtenidas están asociados a los tratamientos 1 y 2 que no sufrieron restricciones de riego en la etapa comprendida entre floración y envero.

Los valores máximos obtenidos al mediodía fueron sensiblemente superiores a los del mes de mayo.

Tabla 11. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la conductancia estomática medida en mol H₂O m⁻² s⁻¹ (17/09/2014).

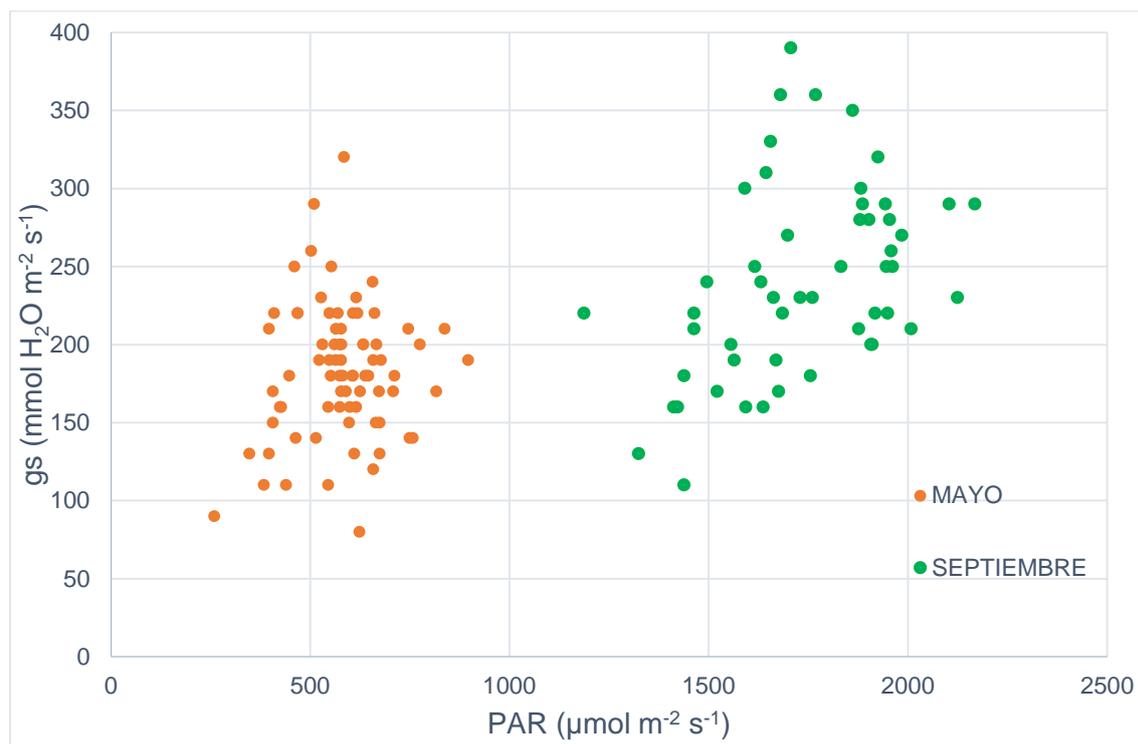
Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	
3	8	0,2263	
4	8	0,2388	
2	6	0,2667	
1	6	0,2950	
Sig.		0,065	

N= número de muestras

Del test de separación de medias de los valores máximos registrados al mediodía no se detectan diferencias significativas entre los distintos tratamientos.

2.2.3. Comparación de medidas entre mayo y septiembre.

Figura 11. Conductancia estomática en horas centrales del día.

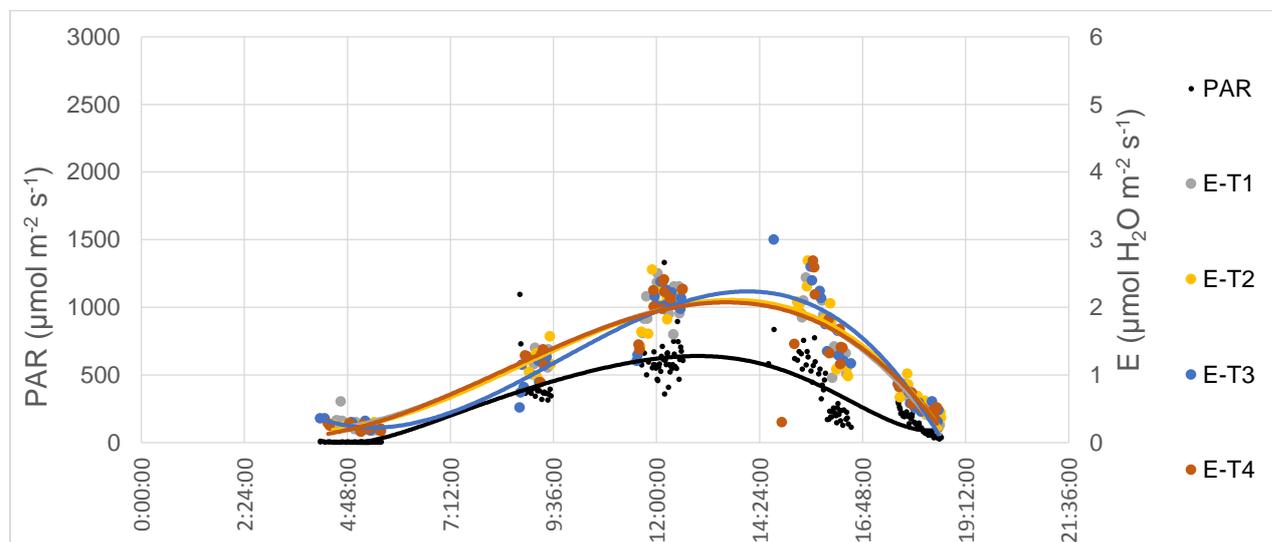


En esta figura se muestran los valores de conductancia estomática medidos en mayo y septiembre. Se han discriminado los valores más bajos que corresponden a las medidas hechas antes del amanecer y a primera hora de la mañana y última hora del día, cuando el estoma está empezando a abrir después de un ciclo nocturno. El hecho de que las conductancias estomáticas medidas en el mes de septiembre sean relativamente altas en horas centrales del día indican que la planta no ejerce una considerable regulación estomática lo que evidencia que incluso en fechas próximas a la vendimia la planta no sufre un estrés hídrico moderado.

2.3. Respuesta transpirativa.

2.3.1. Medidas del mes de mayo.

Figura 12. Curso diario de la transpiración y radiación PAR (22/05/2014).



Las curvas obtenidas en la figura anterior a lo largo del ciclo diario no parecen evidenciar diferencias entre los distintos tratamientos, como cabría esperar atendiendo al similar comportamiento de la conductancia estomática. La media de los valores máximos obtenidos se encuentran próximos a los $2 \mu\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Tabla 12. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la transpiración (22/05/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3	12	1,9800
2	12	1,9875
1	12	2,0483
4	12	2,0750
Sig.		0,894

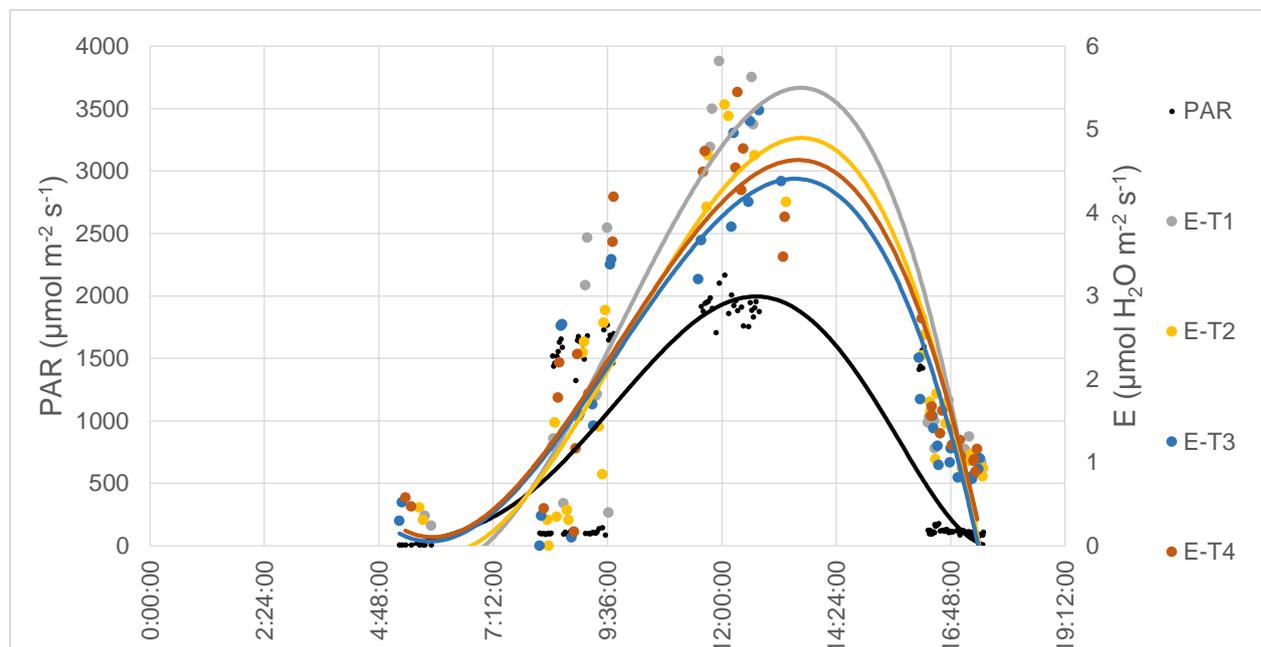
N= número de muestras

Los resultados expresados en la tabla 12 indican que no se aprecian diferencias significativas entre tratamientos para las medidas de transpiración de los ejemplares de cada tratamiento.

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

2.3.2. Medidas del mes de septiembre.

Figura 13. Curso diario de la transpiración y radiación PAR (17/09/2014).



Al igual que se constató cuando se analizaron los datos de conductancia estomática, en la figura 13 se aprecia que los tratamientos 1 y 2, que no sufrieron estrés hídrico durante el periodo, comprendido entre la floración y el envero registraron valores aparentemente mayores.

Tabla 13. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la transpiración (17/09/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
3	8	4,4288	
4	8	4,4600	
2	6	4,9933	4,9933
1	6		5,4433
Sig.		0,315	0,508

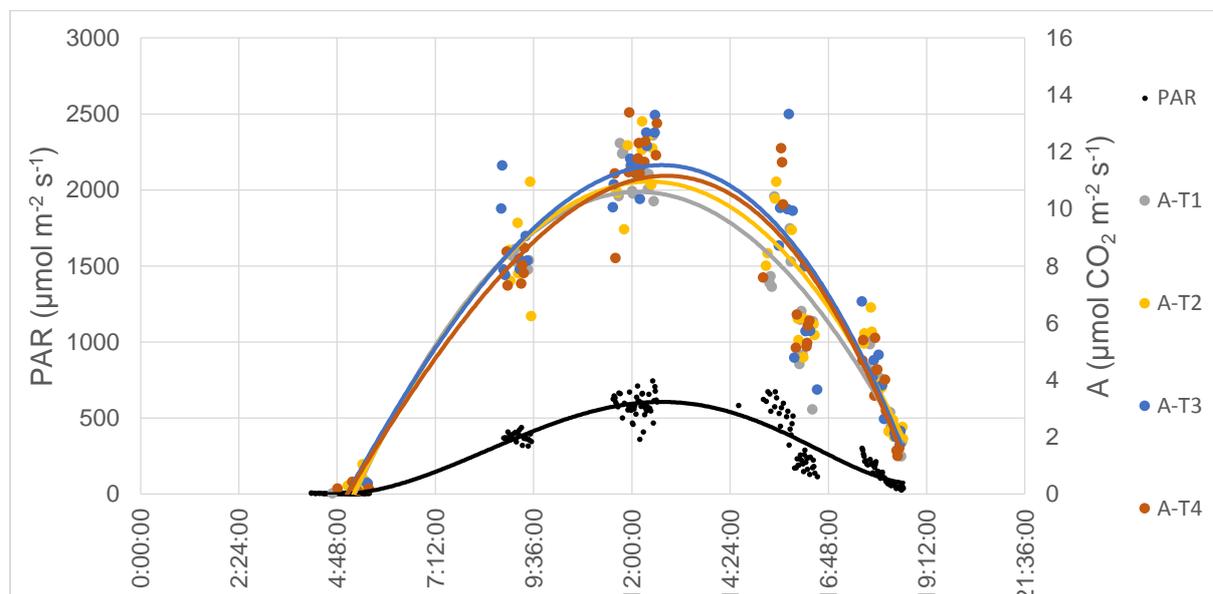
N= número de muestras

Del análisis estadístico de los resultados parecen existir diferencias significativas entre el tratamiento 1 (sin restricción de agua hasta el envero) y 3 y 4 (con restricción entre la floración y el envero).

2.4. Respuesta fotosintética.

2.4.1. Medidas del mes de mayo.

Figura 14. Curso diario de la fotosíntesis y radiación PAR (22/05/2014).



Los resultados de la figura 14 indican que la actividad fotosintética de las hojas, siguen en la misma dinámica que la conductancia estomática y tasa transpirativa, es decir que no se observa diferencias entre las curvas de los distintos tratamientos.

Tabla 14. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la fotosíntesis (22/05/2014).

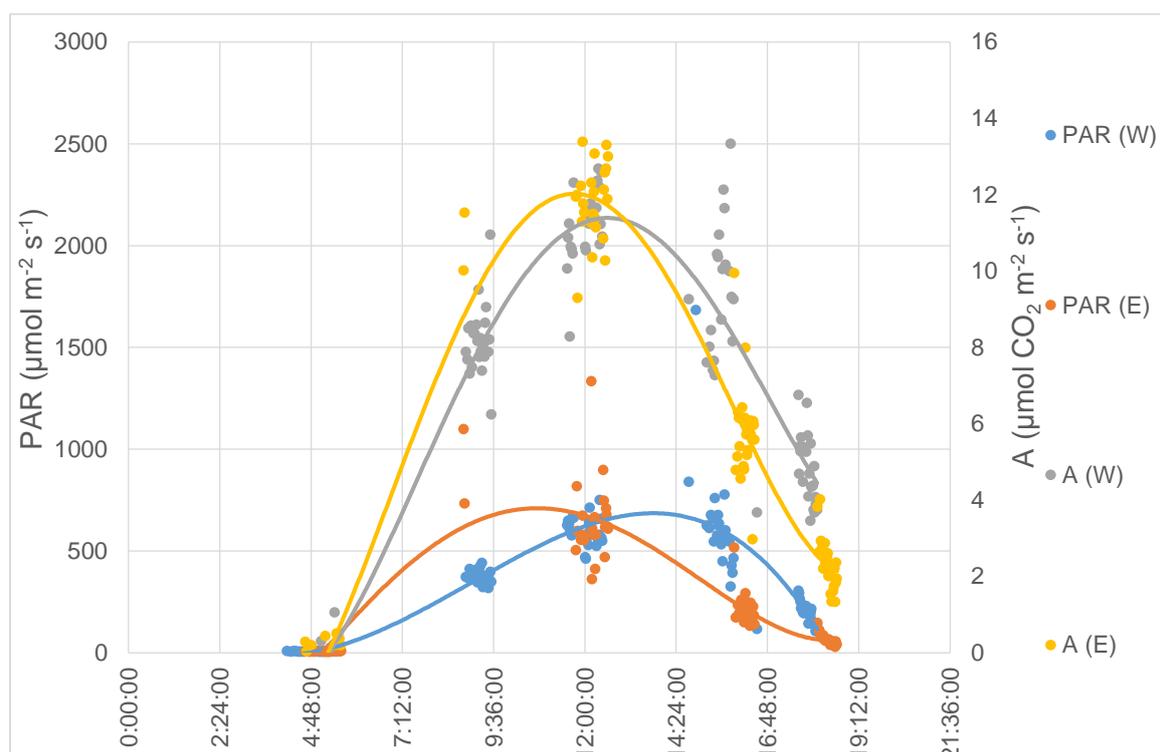
Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	
1	12	11,2608	
2	12	11,4350	
3	12	11,6350	
4	12	11,6367	
Sig.		0,810	

N= número de muestras

La tabla 14 revela que no se aprecian diferencias significativas entre tratamientos con un 95% de confianza.

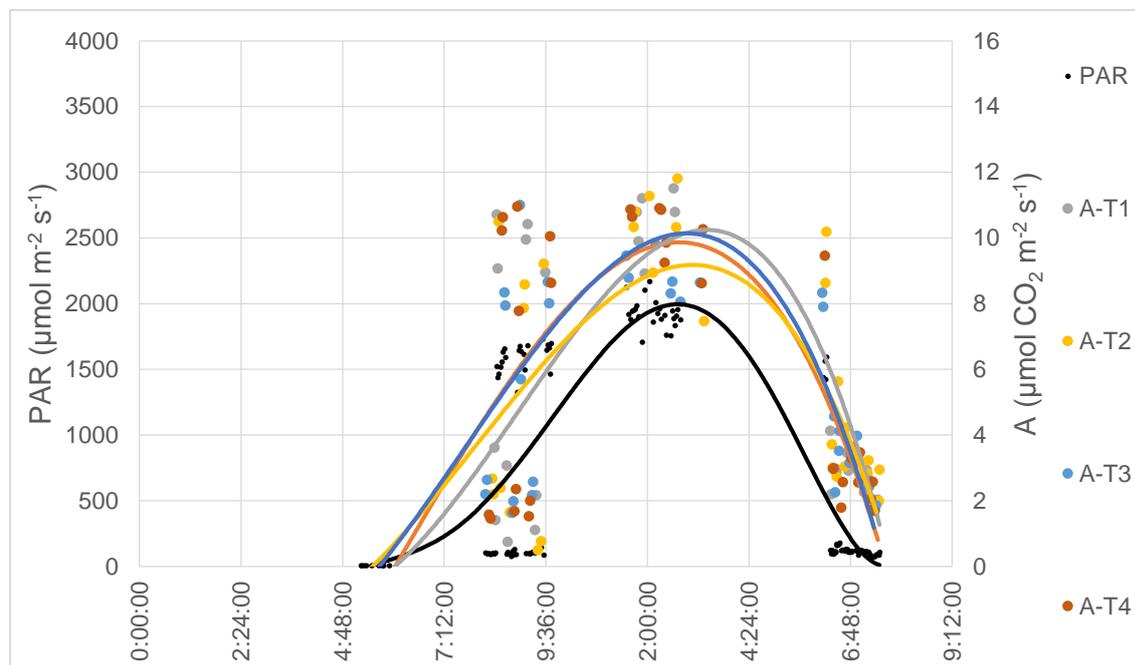
A continuación se representa la radiación y la tasa de fotosíntesis neta de los dos lados de la espaldera tomando los datos de los cuatro tratamientos en conjunto. Se puede observar como el lado orientado al este, tanto la radiación como la fotosíntesis son mayores en la mañana y menores en la tarde, mientras que en el lado oeste ocurre lo contrario.

Figura 15. Curso diario de la fotosíntesis y radiación PAR, de las hojas orientadas al Este y al Oeste (22/05/2014).



2.4.2. Medidas del mes de septiembre.

Figura 16. Curso diario de la fotosíntesis y radiación PAR (17/09/2014).



Según esta figura, aparentemente el tratamiento 3 (estrés en el periodo floración-envero) alcanza menores tasas fotosintéticas, no es así en el tratamiento 4 (estrés durante todo el ciclo).

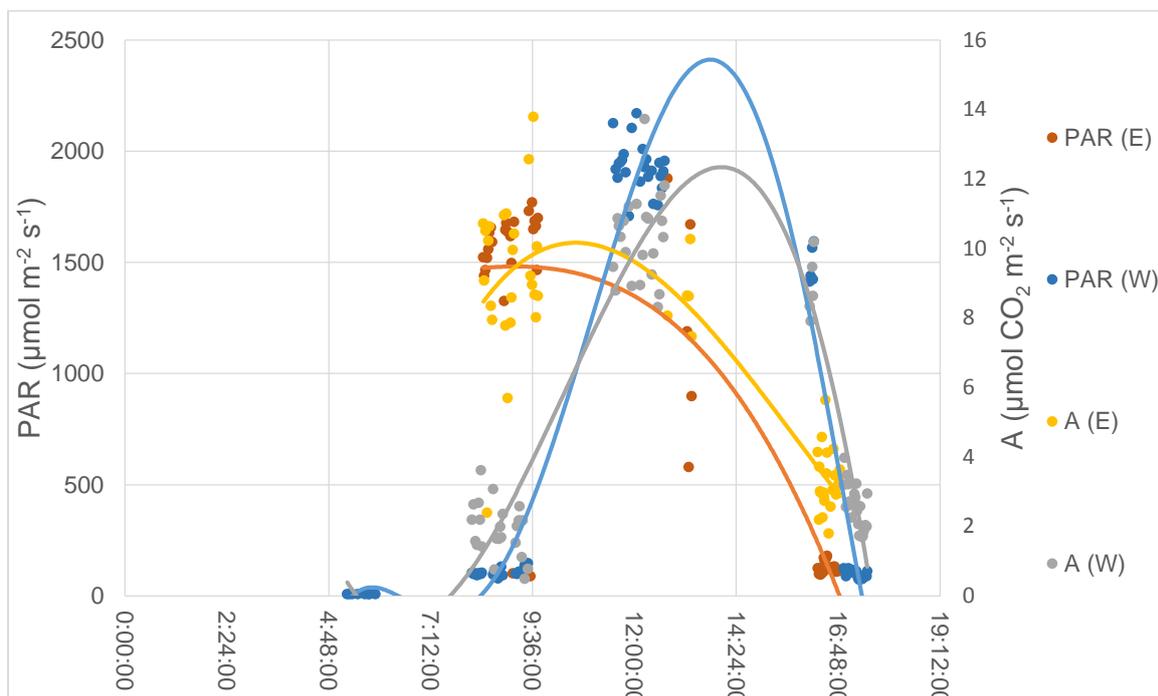
Tabla 15. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la fotosíntesis (17/09/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3	8	9,1800
4	8	10,1525
1	6	10,5150
2	6	10,5800
Sig.		,224

N= número de muestras

Para este Test de Tukey, en la tabla 15 se demuestra que no se aprecian diferencias significativas entre tratamientos con un 95% de confianza.

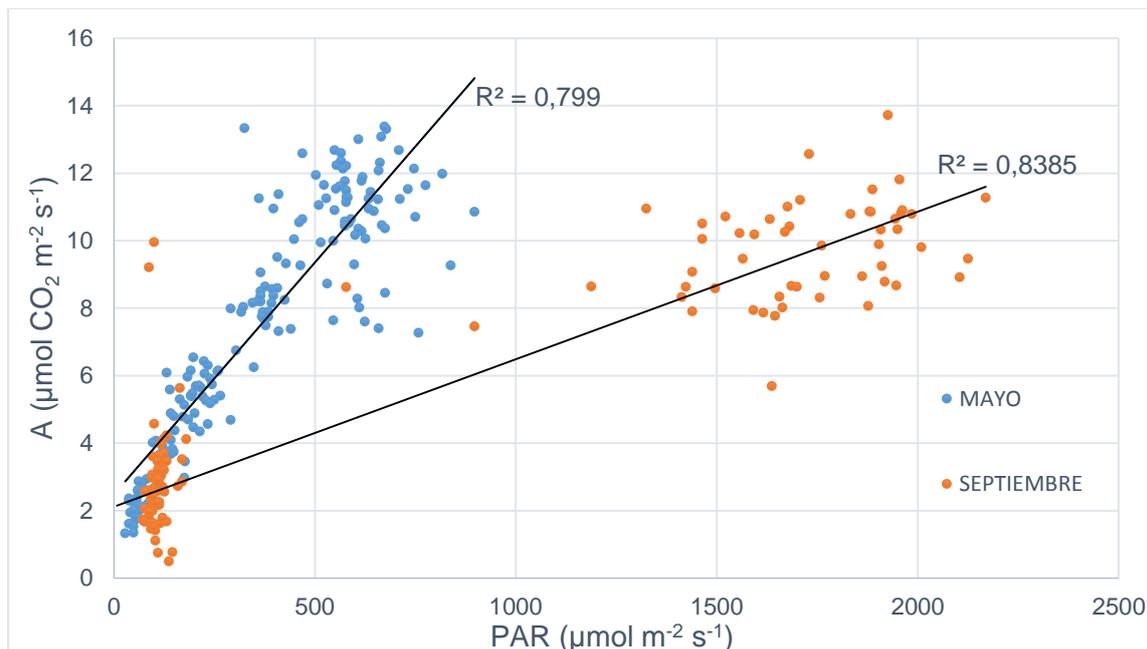
Figura 17. Curso diario de la fotosíntesis y radiación PAR, de las hojas orientadas al Este y al Oeste (17/09/2014).



En la figura 17 se puede observar como la radiación de la mañana se ve atenuada por la nubosidad que hubo a primeras horas del día. El lado oeste de la espaldera experimentó una mayor actividad fotosintética ya que se encontraba expuesta al sol en horas de la tarde.

2.4.3. Comparación de medidas entre mayo y septiembre.

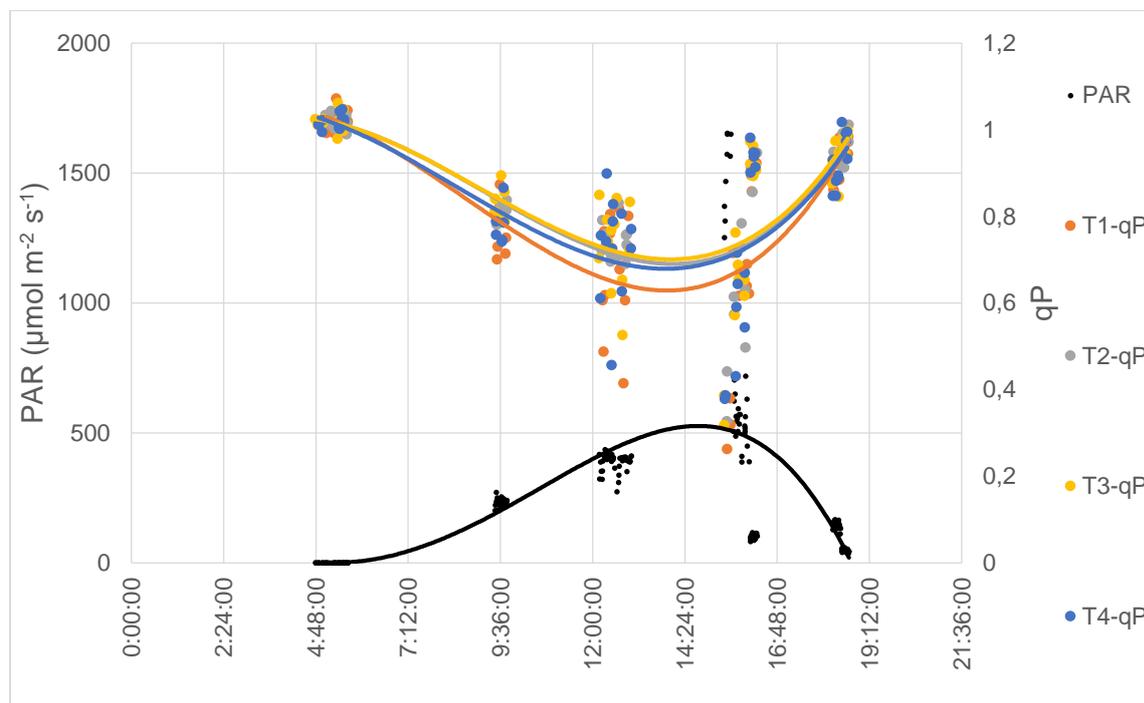
Figura 18. Fotosíntesis neta en mayo y septiembre.



Se observa en esta figura que en el mes de septiembre la fotosíntesis neta es menor que la medida en el mes de mayo. Según Sáenz (2007) la saturación lumínica del aparato fotosintético se experimenta a partir de valores de PAR comprendidos entre valores de 1000-1200 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, manteniéndose los niveles máximos de fotosíntesis hasta 2000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$. Asumiendo lo anterior no cabe esperar que con radiaciones PAR comprendidas entre 1200-2200 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ se provoque un detrimento de la fotosíntesis. El hecho de que los valores de septiembre sean sensiblemente menores a los del mes de mayo, podría tener dos explicaciones. La primera es que la hoja experimente un envejecimiento que lleve a una disminución de su capacidad fotosintética y la segunda que el moderado estrés hídrico experimentado en el mes de septiembre afecte a su capacidad fotosintética. Como se observará más adelante los valores de potencial en hoja no llegan a ser tan altos como para crear un moderado estrés hídrico en la planta lo invalida la segunda opción.

2.5. Medición de fluorescencia de la clorofila.

Figura 19. Curso diario del Quenching fotoquímico y PAR (22/05/2014).



La dinámica de la variación del Quenching fotoquímico (qP) se corresponde a una disminución paulatina de este parámetro desde primera hora de la mañana hasta horas centrales del día donde la radiación solar es máxima, para volver a disminuir paulatinamente por la tarde. Observando las curvas de ajuste, se aprecia que los valores de qP son muy similares en todos los tratamientos lo que evidencia una ausencia de estrés hídrico por las restricciones de riego aplicadas a los tratamientos 2 y 4.

Tabla 16. Resultados del test de Tukey de separación de medias del Quenching fotoquímico medido al mediodía (22/05/2014).

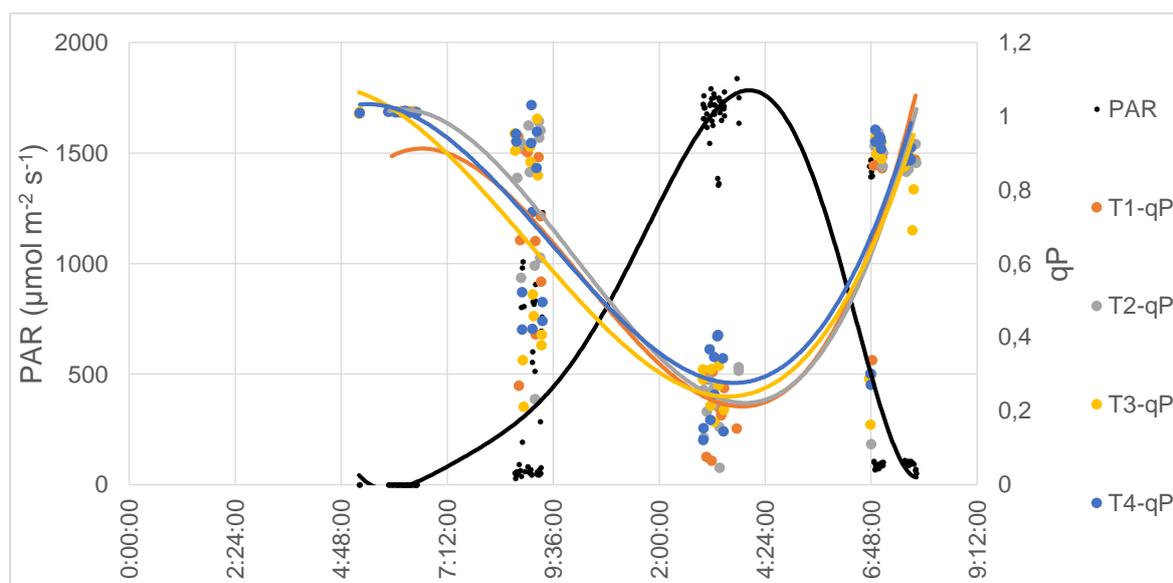
Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
1	12	0,6975
2	12	0,7216
4	12	0,7309
3	12	0,7465
Sig.		0,954

N= número de muestras

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

El test de Turkey realizado para la separación de medias parece no existir diferencias significativas entre los valores de qP medidos a mediodía. No obstante, el menor valor de este parámetro debería de corresponder a las viñas más estresadas, y este aspecto no se ve claramente reflejado en los datos obtenidos.

Figura 20. Curso diario del Quenching fotoquímico y PAR (17/09/2014).



Como cabría esperar en la figura, los valores de qP para este día fueron considerablemente menores que los medidos en el mes de mayo debido posiblemente a un aumento de la radiación solar y al posible estrés hídrico de todo el cultivo en ese momento. A pesar de ello, no se aprecian diferencias entre los distintos tratamientos.

Tabla 17. Resultados del test de Tukey de separación de medias del Quenching fotoquímico (17/09/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
1	11	,2037
4	8	,2196
2	12	,2386
3	8	,2716
Sig.		,454

N= número de muestras

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

No existen diferencias significativas al nivel de confianza del 95% entre los valores de qP de mediodía. En este mes ocurre la misma circunstancia que en el mes de mayo, es decir, que el tratamiento sin restricciones de riego nos proporciona un qP menor, hecho que iría en contra de lo esperado.

Figura 21. Curso diario del Quenching no fotoquímico y PAR (22/05/2014).

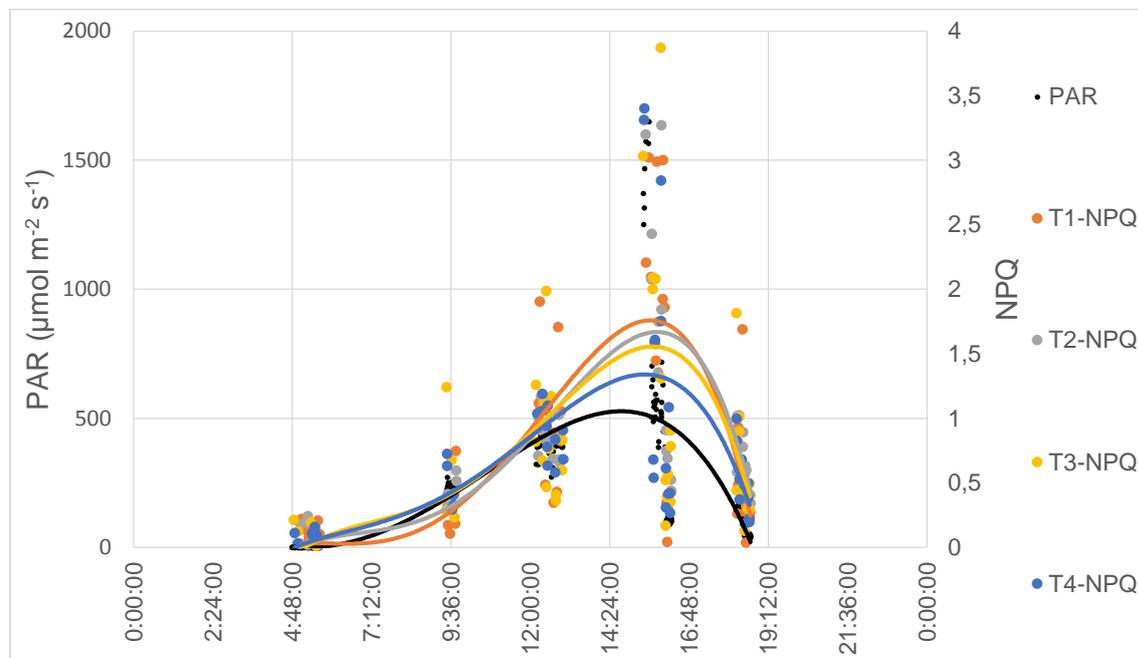


Tabla 18. Resultados del test de Tukey de separación de medias del Quenching no fotoquímico (22/05/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
4	12	1,1867
2	12	1,4505
3	12	1,4929
1	12	1,5798
Sig.		0,884

N= número de muestras

A pesar de que en el test de separación de medias no existen diferencias significativas entre los valores de Quenching no fotoquímico (NPQ), se observa un valor medio de dicho parámetro sensiblemente menor en el tratamiento 4.

Figura 22. Curso diario del Quenching no fotoquímico y PAR (17/09/2014).

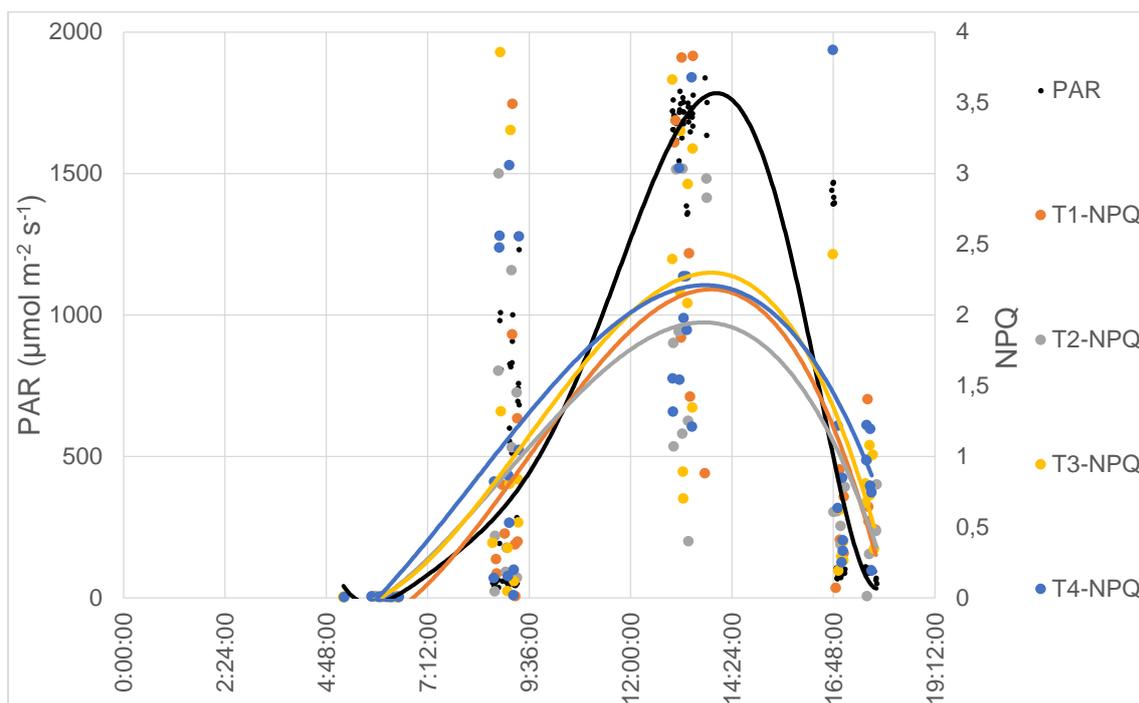


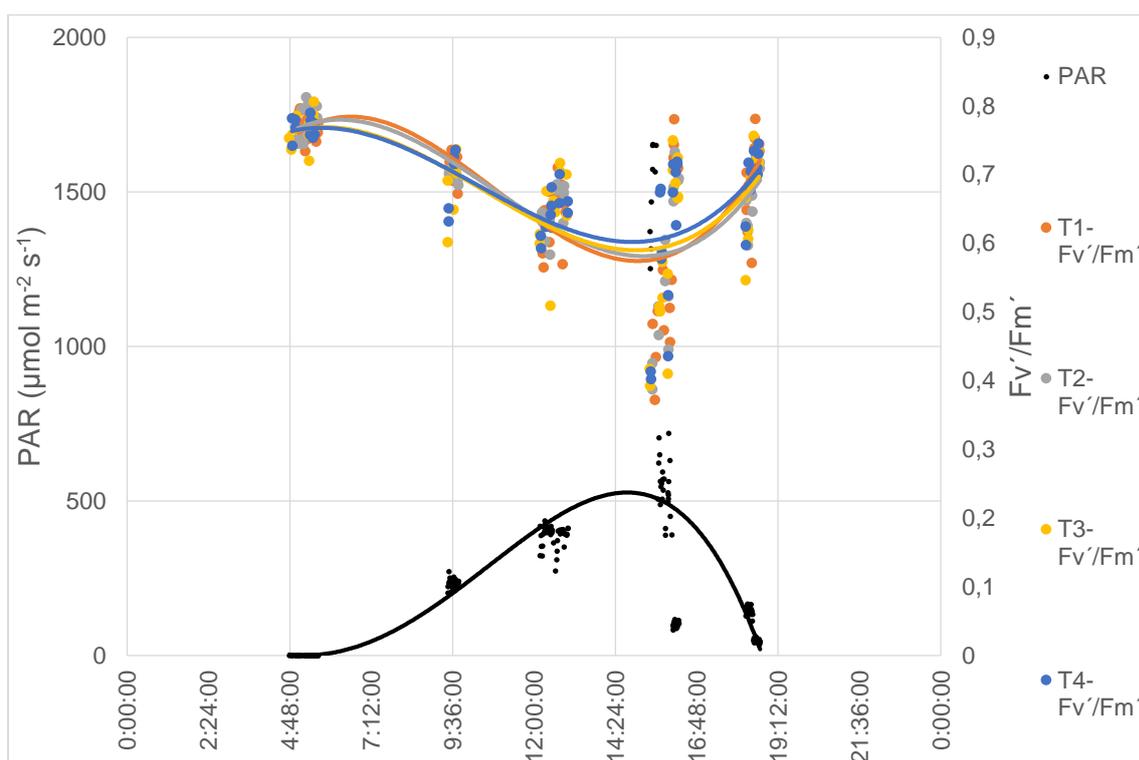
Tabla 19. Resultados del test de Tukey de separación de medias del Quenching no fotoquímico (17/09/2014)

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	
4	8	1,5461	
1	11	2,0483	
2	12	2,3410	
3	8	2,4559	
Sig.		0,272	

N= número de muestras

Al igual que sucedió en las medidas de mayo el NPQ del tratamiento 4 parece menor que el resto. Si partimos de que el NPQ de un cultivo más estresado debería ser mayor para el mismo nivel de radiación solar, estos resultados son contradictorios. No obstante no parecen existir diferencias significativas al nivel del 95% de confianza entre todos los tratamientos.

Figura 23. Curso diario de la Eficiencia máxima cuántica (Fv'/Fm') y PAR (22/05/2014).



Esta relación corresponde al rendimiento cuántico del PSII en condiciones de campo, es decir, en presencia de luz.

Tabla 20. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la eficiencia máxima cuántica (22/05/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3	12	0,5968
1	12	0,5978
2	12	0,6172
4	12	0,6236
Sig.		0,965

N= número de muestras

No se aprecian diferencias significativas entre los valores de Fv'/Fm' a mediodía.

Figura 24. Curso diario de la Eficiencia máxima cuántica (F_v'/F_m') y PAR (17/09/2014).

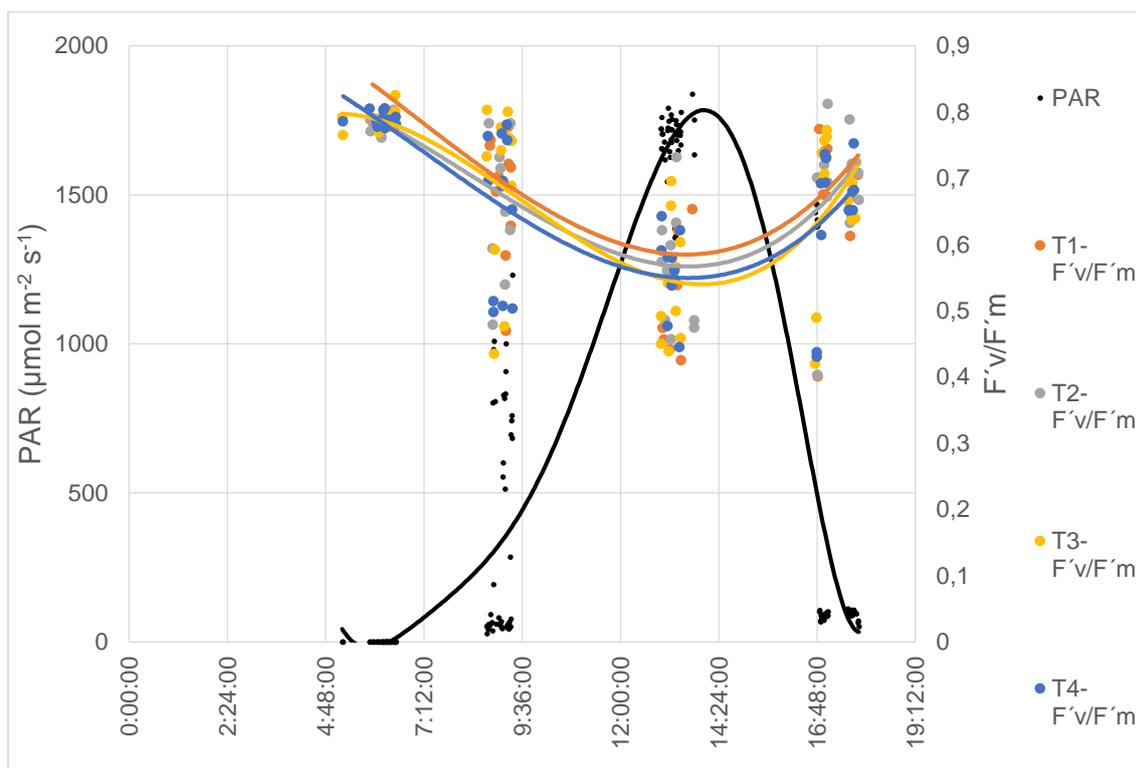


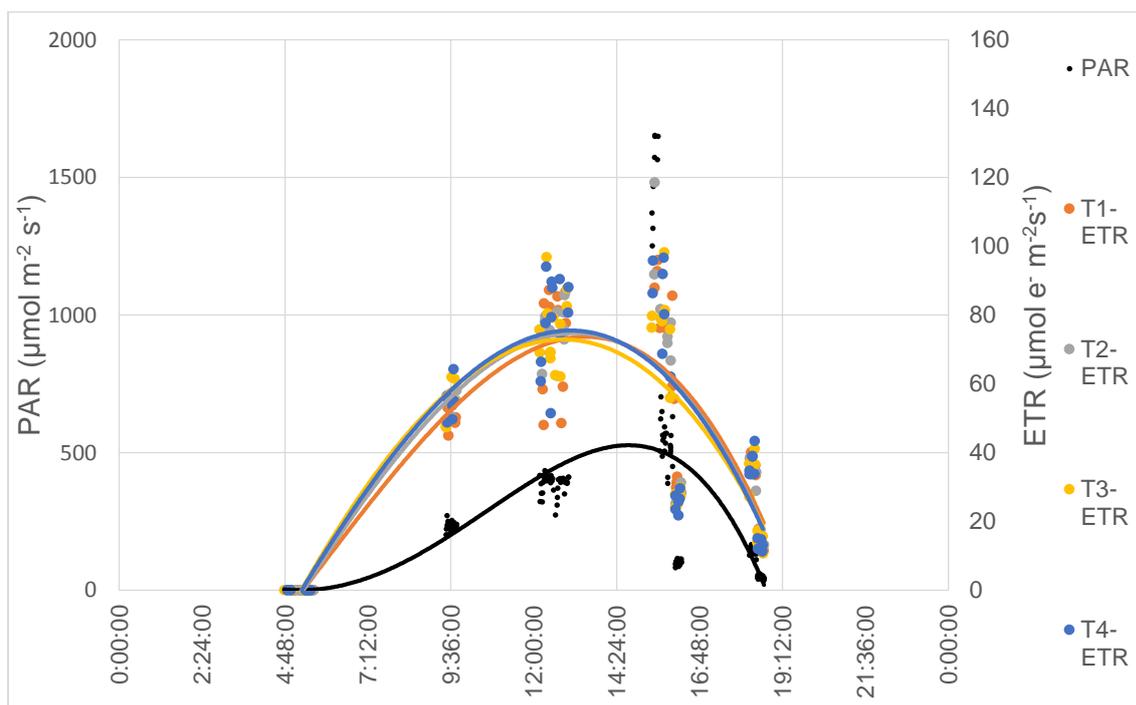
Tabla 21. Resultados del test de Tukey de separación de medias de la eficiencia máxima cuántica (17/09/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3	8	0,5323
2	12	0,5372
1	11	0,5528
4	8	0,6219
Sig.		0,269

N= número de muestras

No se aprecian diferencias significativas entre los valores de F_v'/F_m' al mediodía.

Figura 25. Curso diario la Tasa de transporte de electrones y PAR (22/05/2014).



El valor medio de la tasa de transporte electrónico (ETR) que indica la capacidad para transportar electrones más allá del PSII es prácticamente la misma para todos los tratamientos, como así lo indica el test de separación de medias para un nivel de confianza del 95%.

Tabla 22. Resultados del test de Tukey de separación de medias del transporte de electrones (22/05/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3	12	54,6947
4	12	56,1876
1	12	56,7970
2	12	57,0891
Sig.		0,998

N= número de muestras

Figura 26. Curso diario la Tasa de transporte de electrones y PAR (17/09/2014).

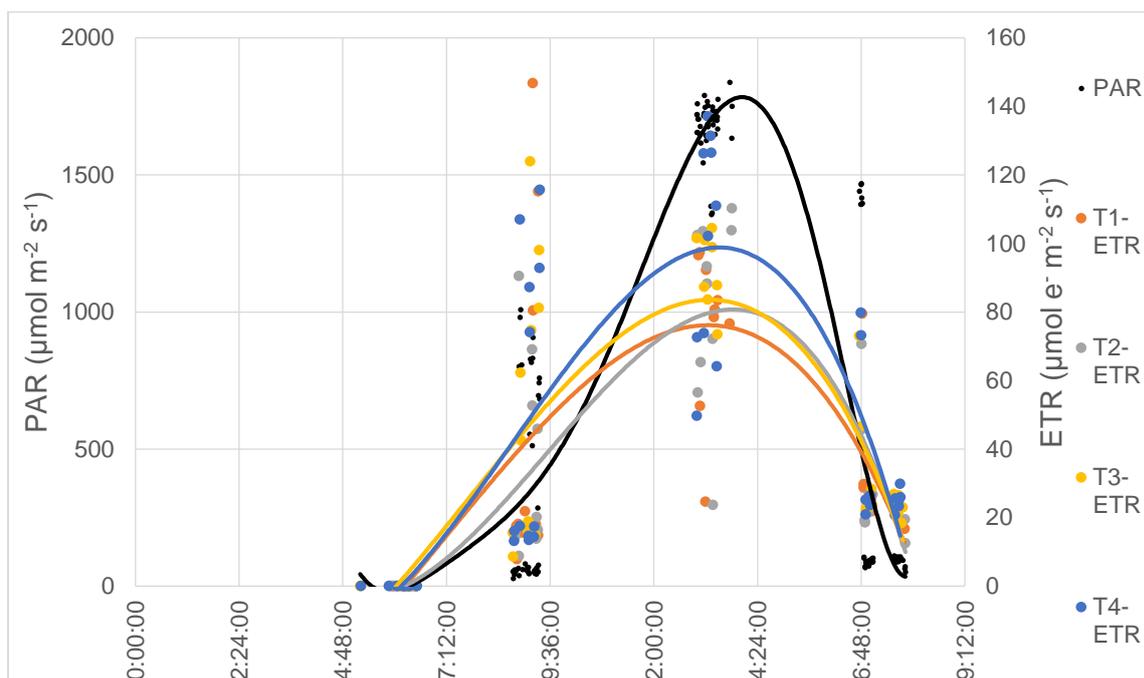


Tabla 23. Resultados del test de Tukey de separación de medias del transporte de electrones (17/09/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
1	11	76,8916
4	8	82,5668
2	12	88,7353
3	8	95,3347
Sig.		0,534

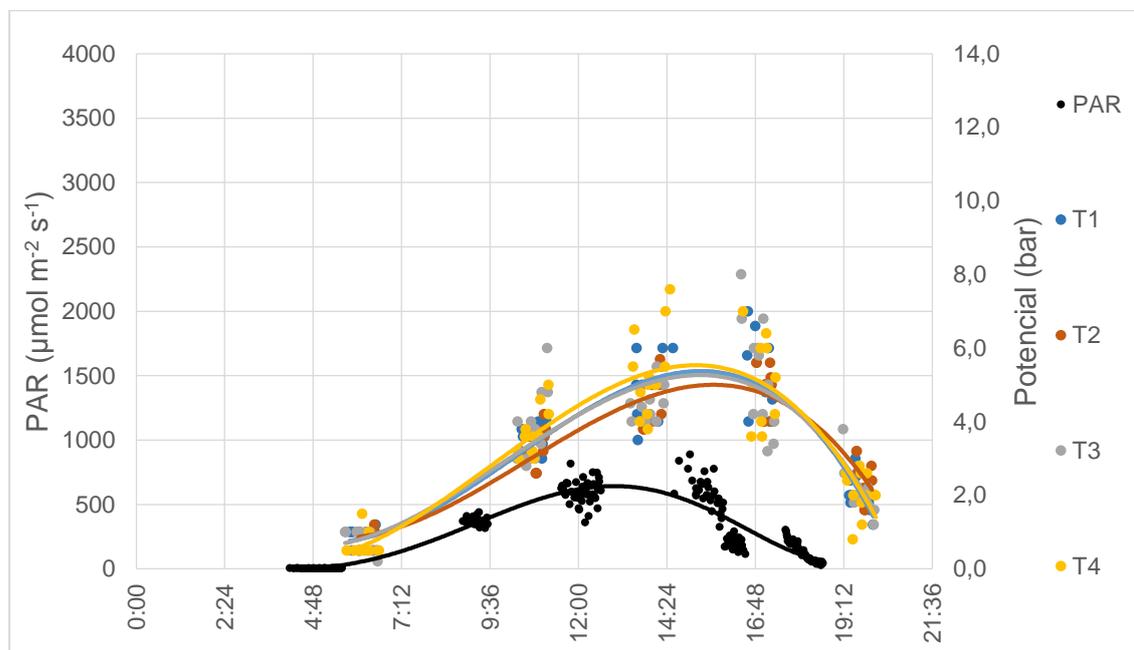
N= número de muestras

No se aprecian diferencias significativas entre los valores de ETR al mediodía.

2.6. Medición del potencial del agua en hoja.

2.6.1. Medidas del mes de mayo.

Figura 27. Potencial de agua en hoja y radiación PAR (22/05/2014).



En la figura 27 se puede observar que la evolución de los potenciales de agua en la hoja, a lo largo del día, de los distintos tratamientos resulta muy similar. Se observan valores muy bajos (0,6-0,8 bar) a primera hora del día lo cual evidencia una alta disponibilidad de agua en el suelo. Los potenciales alcanzados al mediodía son también bajos debido a dos circunstancias, una alta disponibilidad hídrica y una baja demanda evapotranspirativa a esa hora.

Tabla 24. Resultados del test de Tukey de separación de medias de los potenciales de agua en hoja antes del amanecer (22/05/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
4	12	0,625
3	12	0,767
1	12	0,808
2	12	0,850
Sig.		0,239

N= número de muestras

Tabla 25. Resultados del test de Tukey de separación de medias de los potenciales de agua en hoja al mediodía (22/05/2014).

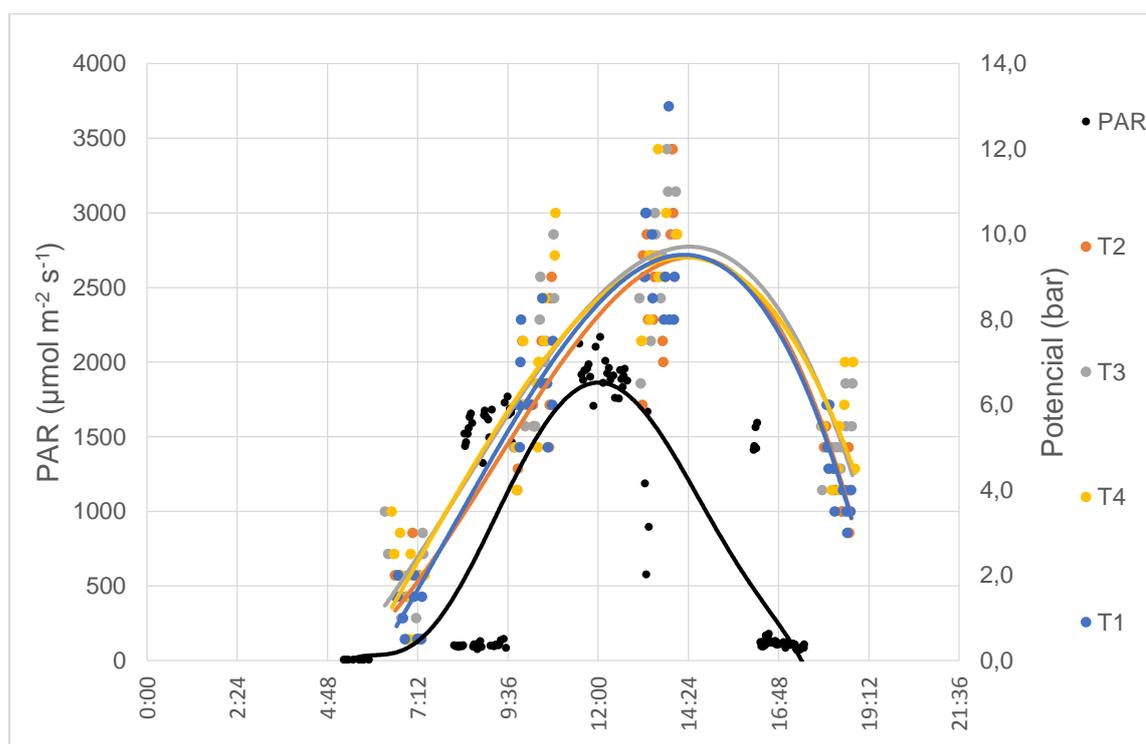
Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3	11	4,382
2	12	4,542
1	12	4,808
4	12	5,125
Sig.		0,096

N= número de muestras

No existen diferencias significativas entre los tratamientos a ambas horas del día.

2.6.2. Medidas del mes de septiembre.

Figura 28. Potencial de agua en hoja y radiación PAR (17/09/2014).



El potencial de agua en hoja medido en este día fue muy similar para los tratamientos. Los de antes del amanecer son relativamente bajos para esta

época del año donde se supone que en condiciones normales de cultivo el suelo ya tiene agotada la mayor parte del agua útil para la planta.

Según distintos autores (Zufferey, Düring y Loveys, Grimes y Williams, Kriedemann y Smart, Smart y Naor y Van Zyl) con valores de potencial de agua en hoja inferiores a -10 bar la actividad fisiológica de la planta se empieza a ver disminuida. Por tanto es de esperar que con los valores alcanzados no se experimente grandes síntomas de estrés.

Tabla 26. Resultados del test de Tukey de separación de medias de los potenciales de agua en hoja antes del amanecer (17/09/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
1	12	1,208
2	12	1,500
4	12	1,875
3	12	2,042
Sig.		,065

N= número de muestras

Tabla 27. Resultados del test de Tukey de separación de medias de los potenciales de agua en hoja al mediodía (17/09/2014).

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
2	12	9,125
4	12	9,292
3	12	9,542
1	12	11,958
Sig.		,457

N= número de muestras

No existen diferencias significativas entre los tratamientos a ambas horas del día.

Aparentemente el valor de potencial de agua medido en el tratamiento 1 en el mes de septiembre es mayor que el del resto de tratamientos. Por buscar una explicación a este hecho, el haber aportado una abundante dotación durante todo el periodo de riego pudo provocar un excesivo desarrollo vegetativo que hizo que durante el periodo seco la transpiración global de la planta fuera mayor que la del resto de tratamientos, provocando un mayor estrés hídrico a horas centrales del día.

Carbonneau (1998) declara que con potenciales de agua en hoja antes del amanecer mayores a -2 bar las plantas no experimentan una restricción hídrica, o si acaso experimentan una leve restricción. En consonancia con dicha afirmación tenemos que suponer que en nuestro caso las plantas no estarían sometidas a una importante restricción hídrica.

3. FERTILIDAD DE LAS YEMAS.

Tabla 28. Rendimiento vegetativo y fructífero.

Tratamientos	Nº de brotes/planta		Nº racimos/planta		% brotes sin racimo		Nº racimos/brote
	Media	Desv. Estandar	Media	Desv. Estandar	Media	Desv. Estandar	
T1	18,8	3,0	15,4	3,0	4	2,3	0,82
T2	20,3	3,6	18,3	3,7	4	1,9	0,90
T3	18,5	3,7	13,9	4,5	5	2,0	0,75
T4	18,5	3,6	13,6	4,0	4	2,1	0,73
Promedio	19,0		15,3		4,3		0,80

Si se compara el número de brotes por planta y el número de yemas dejadas después de la poda (tabla 28), podemos concluir que aproximadamente brotaron los 2/3 de las mismas. Se observa un número de brotes por planta ligeramente mayor en el tratamiento T2 (20,3), circunstancia que se repite cuando contabilizamos el número de racimos/planta. Esta mayor respuesta productiva se relaciona directamente con su desarrollo vegetativo expresado con el peso de la madera de poda. También destaca el tratamiento T2 en lo que a fertilidad de los brotes se refiere (0,9 racimos/brote).

Tabla 29. Fertilidad de los brotes.

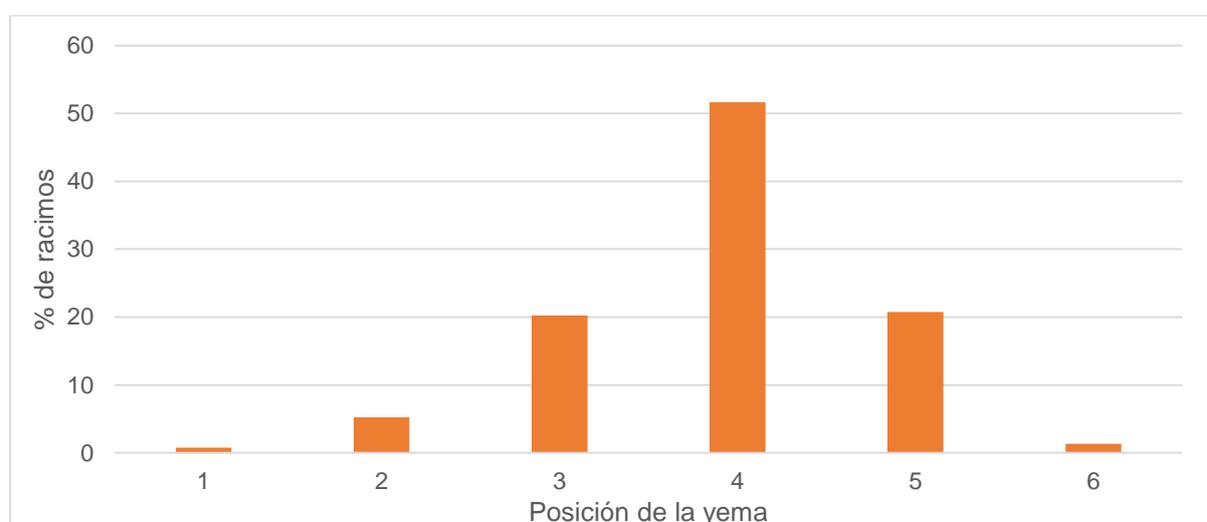
	Brotos sin racimo (%)	Brotos 1 racimo (%)	Brotos 2 racimos (%)
T1	25	64	13
T2	21	60	16
T3	29	56	9
T4	24	66	10

Tabla 30. Fertilidad de las yemas según su posición sobre el brote.

	Racimos en 1º nudo (%)	Racimos en 2º nudo (%)	Racimos en 3º nudo (%)	Racimos en 4º nudo (%)	Racimos en 5º nudo (%)	Racimos en 6º nudo (%)
T1	0	6	22	53	18	1
T2	1	8	25	46	19	1
T3	1	2	16	54	25	2
T4	1	5	18	54	21	1
Promedio	1	5	20	52	21	1

Prácticamente la mitad de los racimos producidos se sitúan en la 4ª yema (contada desde la base del brote excluyendo la yema basal). Aproximadamente el 95% de los racimos se encuentran en los nudos 3º, 4º y 5º.

Figura 29. Fertilidad de las yemas.



4. MEDIDA DEL GRADO DE MADURACIÓN DE LA UVA.

Tabla 31. Peso y tamaño de la baya. Medida del grado de maduración (13/09/2014).

	T1	T2	T3	T4
Número de bayas	89	90	89	90
Peso total (g)	222,7	246,8	233,5	219,5
Peso medio baya (g)	2,50	2,77	2,62	2,44
Grados alcohólico probable, v/v (%)	12,4	12,2	12,8	12,4
pH	3,38	3,39	3,45	3,39
Acidez total en tartárico (g/l)	5,50	4,90	5,74	5,40

En la primera medida del grado de maduración de la uva se comprobó que esta se encontraba en el momento óptimo para su vendimia. Los parámetros requeridos eran de 12,5 % de grado alcohólico probable con un pH de 3,3-3,4.

Se observa que en el tratamiento T2 el peso de la baya es sensiblemente mayor y el grado alcohólico probable menor, previendo una menor calidad enológica.

5. EVALUACIÓN DE LA PRODUCCIÓN.

Tabla 32. Producción de fruta en buenas condiciones sanitaria de cada bloque experimental.

	Bloque 1 (T3)	Bloque 2 (T4)	Bloque 3 (T2)	Bloque 4 (T1)	Bloque 5 (T1)	Bloque 6 (T2)
Número de racimos	92	85	78	112	97	98
Peso de la uva (g)	12000	12380	8960	17000	9540	7680
	Bloque 7 (T3)	Bloque 8 (T4)	Bloque 9 (T4)	Bloque 10 (T3)	Bloque 11 (T1)	Bloque 12 (T2)
Número de racimos	52	107	126	97	97	111
Peso de la uva (g)	4840	5840	9540	9220	3960	7440

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Los valores presentados en la tabla anterior corresponden a la producción comercialmente aprovechable. Debido a la gran e irregular afección de oídio en los distintos tratamientos estos datos no nos permiten evaluar la productividad potencial de los distintos tratamientos.

6. VINIFICACIÓN.

Tabla 33. Pesos de las muestras vinificadas.

	Muestra 1 (T3)	Muestra 2 (T4)	Muestra 3 (T2)	Muestra 4 (T1)
Peso de la uva (g)	13040	12020	15220	15280
Peso del raspón (g)	840	820	760	1100
Peso del orujo (g)	2040	2000	2240	2460
	Muestra 5 (T1)	Muestra 6 (T2)	Muestra 7 (T4)	Muestra 8 (T3)
Peso de la uva (g)	12040	13380	13020	13380
Peso del raspón (g)	840	1060	920	700
Peso del orujo (g)	2040	2300	2200	2160

En la tabla anterior se muestran los pesos de la fruta que se procesó así como los pesos del raspón una vez despalillada la uva y el del orujo prensado el mosto.

Tabla 34. Análisis del mosto.

	Muestra 1 (T3)	Muestra 2 (T4)	Muestra 3 (T2)	Muestra 4 (T1)
pH	3,83	3,72	3,74	3,68
Acidez total en tartárico (g/l)	4,2	4,7	4,1	4,9
Grados Brix (° Brix)	23,1	22,5	22,5	23,5
Grado alcohólico probable (v/v)	13,51	13,1	13,1	13,79
Masa volúmica (g/cc)	1,096	1,093	1,093	1,098
	Muestra 5 (T1)	Muestra 6 (T2)	Muestra 7 (T4)	Muestra 8 (T3)
pH	3,71	3,77	3,71	3,85
Acidez total en tartárico (g/l)	4,9	4,6	4,4	3,7
Grados Brix (° Brix)	22,7	23,2	23	23,1
Grado alcohólico probable (v/v)	13,24	13,58	13,44	13,51
Masa volúmica (g/cc)	1,094	1,096	1,095	1,096

Observando el análisis del mosto procedente del estrujado de la uva se observa que los valores de pH en relación a los obtenidos en el seguimiento de maduración de campo han aumentado entre 0,3 y 0,4. Así mismo el grado alcohólico probable aumento también 0-5-1°. Estas diferencias son debidas al hecho de la vendimia se realizara cinco días después del control de maduración.

Tabla 35a. Dinámica de la fermentación.

muestra	Día	Hora	Temperatura (° C)	Densidad (g/l)
1	19/09/2014	11:40	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:18	21	1100
	22/09/2014	8:51	22	1096
	23/09/2014	7:59	23	1078
	24/09/2014	8:27	23	1057
	25/09/2014	8:54	22	1041,5
	26/09/2014	7:50	22,5	1029
	29/09/2014	10:00	22	1010,5
	01/10/2014	12:45	21,5	1001
	03/10/2014	12:24	21	996,5
	05/10/2014	10:35	21	995
	06/10/2014	12:30	21	994,5
	07/10/2014	8:30	21	994,5
2	19/09/2014	11:40	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:26	21	1097
	22/09/2014	9:02	22	1091,5
	23/09/2014	8:05	23	1069
	24/09/2014	8:42	23	1041
	25/09/2014	9:19	22	1025
	26/09/2014	7:55	22	1012,5
	29/09/2014	10:07	21	997,5
	01/10/2014	12:50	21	996,5
	03/10/2014	12:32	21	995,5
	05/10/2014	10:35	21,5	992,5

Tabla 35b. Dinámica de la fermentación.

muestra	Día	Hora	Temperatura (°C)	Densidad (g/l)
3	19/09/2014	11:00	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:26	21	1097,5
	22/09/2014	9:18	22	1093
	23/09/2014	8:08	23	1071,5
	24/09/2014	8:45	23	1050
	25/09/2014	9:23	22	1036,5
	26/09/2014	8:00	22	1026
	29/09/2014	10:15	22	1006,5
	01/10/2014	12:05	21	995,5
	03/10/2014	12:38	21	996,5
	05/10/2014	10:45	21,5	995
	06/10/2014	12:30	21	995
4	19/09/2014	11:40	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:35	21	1100
	22/09/2014	9:51	22	1097
	23/09/2014	8:11	23	1079
	24/09/2014	8:49	23	1054
	25/09/2014	9:29	23	1037,5
	26/09/2014	8:25	23	1025,5
	29/09/2014	10:20	22	1005,5
	01/10/2014	13:00	21,5	999
	03/10/2014	12:45	21	996,5
	05/10/2014	10:45	21,5	995,5
	06/10/2014	12:35	21,5	995,5
5	19/09/2014	11:40	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:39	21	1097,5
	22/09/2014	10:46	22	1091,5
	23/09/2014	8:31	23	1070,5
	24/09/2014	9:16	23	1043,5
	25/09/2014	9:41	22	1022
	26/09/2014	8:30	22	1014,5
	29/09/2014	10:20	22	997,5
	01/10/2014	12:05	21	996,5
	03/10/2014	12:49	21	996
	05/10/2014	10:50	21,5	995,5
	06/10/2014	12:35	21	995,5

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Tabla 35c. Dinámica de la fermentación.

muestra	Día	Hora	Temperatura (°C)	Densidad (g/l)
6	19/09/2014	11:40	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:43	21	1099
	22/09/2014	11:23	23	1089
	23/09/2014	8:37	24	1061
	24/09/2014	9:20	23,5	1024,5
	25/09/2014	7:27	23	1012
	26/09/2014	8:55	22	1000
	29/09/2014	11:50	21	996
	01/10/2014	12:07	21	995,5
	03/10/2014	12:57	21	995
	05/10/2014	10:55	21,5	995
7	19/09/2014	11:40	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:47	21	1100
	22/09/2014	11:31	22	1094
	23/09/2014	8:46	23	1051
	24/09/2014	9:28	24	1036
	25/09/2014	9:48	22,5	1018,5
	26/09/2014	9:00	22	1005,5
	29/09/2014	12:00	21	996
	01/10/2014	13:10	21	995
	03/10/2014	12:57	21	995
8	19/09/2014	11:40	19	1100
	20/09/2014	10:18	21	1100
	21/09/2014	8:54	21	1100
	22/09/2014	11:38	22,5	1087,5
	23/09/2014	8:50	23	1069
	24/09/2014	9:31	23	1047,5
	25/09/2014	9:52	22,5	1032,5
	26/09/2014	9:07	22	1021
	29/09/2014	12:00	21	1001
	01/10/2014	13:15	21	995
	03/10/2014	13:04	21	996
	05/10/2014	11:00	21,5	995,5
	06/10/2014	12:40	21	994,5
	07/10/2014	8:30	21	994,5

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

En la tabla 35 (a,b y c) se muestra la evolución de los distintos parámetros medidos durante la fermentación. De la observación de los mismos se desprende que la fermentación tuvo lugar en aproximadamente 14 días. La temperatura del mosto durante la fermentación se mantuvo en el intervalo de 21-24°C.

Tabla 36. Adiciones correctoras en mosto y en vino (sulfitado).

	Muestra 1 (T3)	Muestra 2 (T4)	Muestra 3 (T2)	Muestra 4 (T1)
Noxitan (sulfitado) (g/hl)	14,43	14,43	14,43	14,43
Levadura (Lallemand VQ15) (g/l)	30	30	30	30
Nutrientes vit (Lallemand) (g/l)	30	30	30	30
Noxitan (sulfitado) (g/hl)	23,4	17,4	16,2	16,8
	Muestra 5 (T1)	Muestra 6 (T2)	Muestra 7 (T4)	Muestra 8 (T3)
Noxitan (sulfitado) (g/hl)	14,43	14,43	14,43	14,43
Levadura (Lallemand VQ15) (g/l)	30	30	30	30
Nutrientes vit (Lallemand) (g/l)	30	30	30	30
Noxitan (sulfitado) (g/hl)	17,4	17,4	16,8	17,4

En la tabla 36 se muestran las cantidades de levaduras, nutrientes, y antioxidantes. El sulfitado se realizó en dos ocasiones, la primera en el momento del estrujado y la segunda una vez terminada la fermentación para proteger el vino ya elaborado.

Tabla 37. Análisis del vino.

	Muestra 1 (T3)	Muestra 2 (T4)	Muestra 3 (T2)	Muestra 4 (T1)
Grado alcohólico volumétrico (v/v)	13,45	12,94	13,11	13,70
pH	3,78	3,68	3,70	3,69
Acidez total en tartárico (g/l)	6,4	6,6	6,4	6,5
Anhídrido sulfuroso libre (mg/l)	10	10	12	11
Anhídrido sulfuroso total (mg/l)	47	46	61	51
Acidez volátil en acético (g/l)	0,51	0,43	0,42	0,53
Azúcares reductores (g/l)	3,9	<3,0	4,5	4,8
	Muestra 5 (T1)	Muestra 6 (T2)	Muestra 7 (T4)	Muestra 8 (T3)
Grado alcohólico volumétrico (v/v)	13,13	13,36	13,39	13,44
pH	3,71	3,79	3,68	3,73
Acidez total en tartárico (g/l)	6,5	6,0	6,0	6,4
Anhídrido sulfuroso libre (mg/l)	10	10	11	10
Anhídrido sulfuroso total (mg/l)	45	35	42	50
Acidez volátil en acético (g/l)	0,51	0,44	0,46	0,44
Azúcares reductores (g/l)	3,6	3,3	3,2	4,8

El valor medio del grado alcohólico obtenido de las dos muestras de cada tratamiento osciló entre 13,1° (T4) y 13,4° (T1 y T3). A pesar de las diferencias constatadas no se intuye diferencias significativas entre los tratamientos. Tanto los pH como la acidez total se mantienen dentro de unos valores adecuados. El sulfuroso libre y combinado es bajo y esta es la razón por la que se procedió a un segundo sulfitado antes de embotellarlo. La acidez volátil inicial se sitúa en torno a 0,5 g/l que se considera aceptable máxime si tenemos en cuenta el estado sanitario de la uva.

7. EVALUACIÓN ORGANOLÉPTICA DEL VINO (CATA).

Tabla 38. Ficha de cata (muestra 1): T3.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		6	3	4	4	4,2
Fase olfativa	Intensidad	8	8	8	12	9
	Calidad	8	8	8	12	9
Fase gustativa	Intensidad	8	6	8	12	8,5
	Calidad	9	9	12	12	10,5
Armonía		12	12	12	12	12
Suma total		51	46	52	64	53

Tabla 39. Ficha de cata (muestra 2): T4.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		6	3	3	4	4
Fase olfativa	Intensidad	8	12	8	12	10
	Calidad	12	8	8	18	11,5
Fase gustativa	Intensidad	12	8	6	12	9,5
	Calidad	18	12	9	18	14,2
Armonía		18	12	12	18	15
Suma total		74	55	46	82	64

Tabla 40. Ficha de cata (muestra 3): T2.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		6	3	3	4	4
Fase olfativa	Intensidad	12	8	6	12	9,5
	Calidad	8	8	6	12	8,5
Fase gustativa	Intensidad	6	6	8	12	8
	Calidad	9	12	12	12	11,2
Armonía		12	12	12	12	12
Suma total		53	49	47	64	53

Tabla 41. Ficha de cata (muestra 4): T1.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		6	3	3	4	4
Fase olfativa	Intensidad	12	8	6	8	8,5
	Calidad	8	8	6	8	7,5
Fase gustativa	Intensidad	8	6	8	12	8,5
	Calidad	12	9	12	12	11,2
Armonía		18	12	9	12	13,5
Suma total		64	43	44	56	52

Tabla 42. Ficha de cata (muestra 5): T1.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		6	3	3	4	4
Fase olfativa	Intensidad	12	12	6	8	9,5
	Calidad	12	8	6	12	9,5
Fase gustativa	Intensidad	8	8	8	8	8
	Calidad	12	12	12	12	12
Armonía		12	12	12	12	12
Suma total		62	55	47	56	55

Tabla 43. Ficha de cata (muestra 6): T2.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		6	3	3	3	3,7
Fase olfativa	Intensidad	12	12	8	12	11
	Calidad	12	12	8	8	10
Fase gustativa	Intensidad	8	8	6	8	7,5
	Calidad	18	12	12	18	15
Armonía		18	12	12	12	13,5
Suma total		74	59	49	61	61

Tabla 44. Ficha de cata (muestra 7): T4.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		6	3	1	3	3,2
Fase olfativa	Intensidad	12	8	8	12	10
	Calidad	12	8	6	12	9,5
Fase gustativa	Intensidad	8	6	8	8	7,5
	Calidad	12	12	9	12	11,2
Armonía		12	12	12	12	12
Suma total		62	49	44	59	53

Tabla 45. Ficha de cata (muestra 8): T3.

		CATADOR 1	CATADOR 2	CATADOR 3	CATADOR 4	Promedio
Fase Visual		3	3	1	3	2,5
Fase olfativa	Intensidad	12	8	8	8	9
	Calidad	8	8	6	8	7,5
Fase gustativa	Intensidad	8	6	6	6	6,5
	Calidad	12	12	12	12	12
Armonía		12	12	12	12	12
Suma total		55	49	45	49	50

Tabla 46. Valoración enológica de los vinos procedentes de los distintos tratamientos según la ficha de la Denominación de Origen Tacoronte-Acentejo.

	T1	T2	T3	T4
Muestra A	52	53	53	64
Muestra B	55	61	50	53
Promedio	53	57	51	58

Los resultados de la cata asignan una puntuación muy similar entre los distintos tratamientos. Solo la puntuación del tratamiento T3 (51) si sitúa por debajo del valor límite exigido para su embotellado, que es de 52.

Tabla 47. Resultados del test de Tukey de separación de medias de las puntuaciones de la cata.

Tratamiento		N	Subconjunto para alfa = 0.05
			1
HSD de Tukey ^a	3	8	51,38
	1	8	53,38
	2	8	57,00
	4	8	58,88
	Sig.		0,414

N= número de muestras

El análisis de la varianza y la separación de medidas muestra que no existen diferencias significativas a nivel de confianza del 95%.

5. CONCLUSIONES

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

- 1) En el trabajo presentado se estudió la respuesta productiva y fisiológica del cultivar de vid “Listán negro” sometido a distintos programas de riego. Los tratamientos aplicados fueron cuatro. En el primero (control), se aplicaba una dotación de riego equivalente a la aportada a una planta ubicada en un lisímetro de pesada situado en la parcela experimental, durante el periodo que iba desde la brotación al envero. La humedad en el lisímetro se mantenía próxima a la capacidad de campo para no restringir la disponibilidad de agua a la planta. En el segundo, las plantas eran regadas con solo un 10% de la cantidad aplicada al tratamiento control, durante el periodo que iba desde la brotación hasta la floración. En el tercero, la misma restricción se aplicaba solo a la etapa que iba desde la floración hasta el envero y en la cuarta, al periodo comprendido entre la brotación y el envero.
- 2) La meteorología de la campaña 2014 no fue favorable. La pluviometría fue de 725 mm y su distribución y persistencia en etapas sensibles del cultivo provocó un ataque generalizado de oídio. Esta circunstancia hizo que la producción se viera muy afectada y que los datos recogidos de los distintos bloques experimentales no pudieran ser sometidos a análisis estadístico.
- 3) Los resultados de los análisis organolépticos (catas) realizados a las diferentes microvinificaciones no evidenciaron diferencias entre los tratamientos. La calidad de todos los vinos fue mermada por el ataque de oídio antes mencionada.
- 4) El análisis de los parámetros fisiológicos registrados a lo largo de la campaña permite concluir que las plantas de los distintos tratamientos de riego no sufrieron un considerable estrés hídrico debido principalmente al gran aporte de agua de lluvia y a la existencia de un verano suave.

Los niveles mínimos de conductancia estomática medidos en el mes de septiembre (próximos a la vendimia) fueron de $70 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, valores que contrastan con los medidos en otras fincas de la comarca y en otras campañas por el profesor Sáenz Pisaca que fueron de $25 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, lo que indica el bajo nivel de estrés de las plantas.

Los potenciales de agua en hoja medidos al amanecer en esa misma fecha no bajaron de -0,15 MPa, lo que evidencia una cierta disponibilidad hídrica en la matriz del suelo. A mediodía los valores no llegaron a descender de 1,0 MPa. En condiciones de estrés severo, los potenciales obtenidos por el citado profesor fueron de hasta -1,5 MPa, una evidencia más de la alta disponibilidad de agua en todos los tratamientos.

La fotosíntesis neta máxima en fecha próxima a la cosecha alcanzó los 10 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, valor anormalmente alto si lo comparamos con el medido por el profesor Sáenz Pisaca en otras fincas de la comarca, que fue de 6 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Esta diferencia puede ser achacada al menor ajuste estomático de nuestras plantas que posibilita una captación mayor del CO_2 atmosférico.

- 5) El análisis de la varianza realizado a todas las variables fisiológicas medidas en este ensayo no observó diferencias significativas entre los distintos tratamientos, excepto en la transpiración medida en septiembre. Esto evidencia que no se experimentaron unas condiciones de disponibilidad hídrica muy diferentes entre los distintos tratamientos en el periodo de riego que iba desde la brotación hasta el envero, ni tampoco en el periodo de carencia de éste que iba desde el envero hasta la vendimia.
- 6) Todas las medidas relacionadas con la fluorescencia de clorofilas: Quenching fotoquímico (qP), Quenching no fotoquímico (NPQ), Eficiencia máxima cuántica ($F'v/F'm$) y la Tasa de transporte electrónico (ETR), no variaron sensiblemente con los tratamientos de riego aplicados. Atendiendo al análisis de estos parámetros no se detectó estrés hídrico en el cultivo.
- 7) En el seguimiento fenológico de la campaña se pudo apreciar que la brotación (estado D de *Baggiolini*, aparición de las pequeñas hojas) se produjo a mediados de marzo, la floración (estado I, aparición de los estambres visibles) a mediados de mayo, el comienzo del envero (estado M1) a finales de julio y la vendimia se realizó el 18 de septiembre.
- 8) En la fertilidad de las yemas se observó que la mayor parte de los racimos se encuentran posicionados en el cuarto nudo (un 52%), mientras que en el tercer y quinto nudo, se encontraba prácticamente el resto (41%).

6. BIBLIOGRAFÍA

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

ACEVEDO-OPAZO, C., ORTEGA-FARIAS, S., & FUENTES, S. (2010). *Effects of grapevine (vitis vinifera L.) water status on water consumption, vegetative growth and grape quality: An irrigation scheduling application to achieve regulated deficit irrigation*. *Agricultural Water Management*, 97(7), 956-964

ACEVEDO-OPAZO, C., VALDÉS-GÓMEZ, H., TAYLOR, J., AVALO, A., VERDUGO-VÁSQUEZ, N., ARAYA, M., et al. (2013). *Assessment of an empirical spatial prediction model of vine water status for irrigation management in a grapevine field*. *Agricultural Water Management*, 124, 58-68.

Agrocabildo.org. (s.f.). Obtenido de http://www.agrocabildo.org/agrometeorologia_estaciones_detalle.asp?id=57

ANDAHUA, I., & AMPARO, S. (2013). *Efecto De Tres Niveles De Riego, Orientación De La Viña y Poda De Raíces Sobre La Composición De Los Hollejos De La Uva Variedad Bobal*. Valencia.

AYERS, R. S., & WESTCOT, D. W. (1985). *Water quality for agriculture* FAO Rome.

BAEZA, P. (1994). *Caracterización ecofisiológica y evaluación agronómica de diferentes sistemas de conducción del viñedo (vitis vinifera L.) en regadío*. Tesis. ISSARRAGUE GARCIA-GUTIERREZ, J.R. Universidad Politécnica De Madrid.

BAEZA, P. (2007). *Fundamentos, aplicaciones y consecuencias de riego en vid*. Editorial Agrícola Española. 264. España.

BARAJAS, E., & BOMBÍN, J. R. Y. (2010). *Comportamiento hídrico y fisiológico del cv. Tempranillo en tres densidades de plantación*. *Vida Rural*, (315), 60-65.

BARAJAS TOLA, E. (2011). *Comportamiento fisiológico y agronómico y calidad de la uva de la variedad tempranillo, en función de la distancia entre cepas, en el valle del río duero*. Tesis. Yuste Bombín, J. Escuela Técnica Superior De Ingenierías Agrarias Universidad de Valladolid.

BARCELÓ COL, J.: NICOLAS RODRIGO, G.: SABATER GARCÍA, R. 1992. *Fisiología vegetal*. 6ª edición. Pirámide. Madrid. P 823

BRAVDO, B; HEPNER, Y.; LOINGER, S.; COHEN, S. Y TABACKMAN, H. (1985) Effect of irrigation and crop level on growth, yield and wine quality of Cabernet Sauvignon. *American Journal of Enology and Viticulture* 36 (2) pp. 132-139.

CASTILLO-BRAVO, J. (2003) Metodología que permite determinar el nivel de riego óptimo al aplicar a los cultivos de acuerdo a los objetivos de producción. Telca- Chile.

CHÁVEZ, L. T., & PICHARDO, G. C. (2003). *Metodología Para La Estimación Del Requerimiento De Riego En Base a Funciones De Producción*,

CHONÉ, X., VAN LEEUWEN, C., DUBOURDIEU, D., & GAUDILLÈRE, J. P. (2001). Stem water potential is a sensitive indicator of grapevine water status. *Annals of Botany*, 87(4), 477-483. Université Bordeaux. Villenave d'Ornon, France

CIFRE, J., BOTA, J., ESCALONA, J., MEDRANO, H., & FLEXAS, J. (2005). Physiological tools for irrigation scheduling in grapevine (vitis vinifera L.): An open gate to improve water-use efficiency? *Agriculture, Ecosystems & Environment*, Editorial Elsevier. 106(2), 159-170.

CUEVAS, E. (2001). *Estudio de mecanismos de adaptación ecofisiológica de la vid (vitis vinifera L. cv. tempranillo) al déficit hídrico: Evaluación del consumo de agua y de las respuestas agronómicas en diferentes regímenes hídricos*. Tesis. Lissarrague Garcia-Gutierrez, J. R. Universidad Politécnica De Madrid.

FLEXAS, J., BOTA, J., GALMES, J., MEDRANO, H., & RIBAS-CARBÓ, M. (2006). Keeping a positive carbon balance under adverse conditions: responses of photosynthesis and respiration to water stress. *Physiologia Plantarum*, 127(3), 343-352.

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

GAUDILLERE, J. P., VAN LEEUWEN, C., & OLLAT, N. (2002). Carbon isotope composition of sugars in grapevine, an integrated indicator of vineyard water status. *Journal of Experimental Botany*, 53(369), 757-763. France.

GONZÁLEZ, M., PERALES, V., & SALCEDO, A. (2008). La fluorescencia de la clorofila a como herramienta en la investigación de efectos tóxicos en el aparato fotosintético de plantas y algas. *Rev.Educación Bioquímica*, 27(4), 119-129.

GRIMES, D.W. Y WILLIAMS, L.E. (1990) Irrigation effects on plant water relations and productivity of Thompson Seedless Grapevines. *Crop Science* 30 pp. 255-260.

HERRERO-LANGREO, A., TISSEYRE, B., GOUTOULY, J., SCHOLASCH, T., & VAN LEEUWEN, C. (2013). Mapping grapevine (*Vitis vinifera* L.) water status during the season using carbon isotope ratio ($\delta^{13}C$) as ancillary data. *American Journal of Enology and Viticulture*, 64(3), 307-315. France.

IACONO, F.; STEFANINI, M.; PORRO, D. Y NICOLINI, G. (1993) Adaptability of Chardonnay clones at different altitudes. Part2: Organoleptic characteristics of wines. *Wien-Wissenschaft* 48 pp. 187-189

IZQUIERDO CAÑAS, P.M. , GARCÍA ROMERO, E., MENA MORALES A. MARTÍNEZ GASCUEÑA, J. CHACÓN VOZMEDIANO, J.L.. (2014) APLICACIÓN DE DECCOSHIELD EN viña: Comportamiento fisiológico y agronómico. Efectos sobre el vigor de las plantas y las características de producción. .IVICAM-DECCO IBÉRICA. Castilla la Mancha

JACKSON, D.L. Y LOMBARD, P.B. (1993) Environmental and management practices affecting grape composition and wine quality. A review. *American Journal of Enology and Viticulture* 44 pp. 409-430.

JIMÉNEZ-BELLO, M., BALLESTER, C., CASTEL, J., & INTRIGLIOLO, D. (2011). Development and validation of an automatic thermal imaging process for assessing plant water status. *Agricultural Water Management*, 98(10), 1497-1504.

KELLER, M., SMITHYMAN, R. P., & MILLS, L. J. (2008). Interactive effects of deficit irrigation and crop load on cabernet sauvignon in an arid climate. *American Journal of Enology and Viticulture*, 59(3), 221-234

LISSARRAGUE, J.; BAEZA, P. Y SÁNCHEZ DE MIGUEL, P. (2007) La Fotosíntesis. Universidad politécnica de Madrid. España

MAAS, E., & HOFFMAN, G. (1977). Crop salt tolerance\current assessment. *Journal of the Irrigation and Drainage Division*, 103(2), 115-134.

MEDRANO, H.; FLEXAS, J.2004. Respuestas de la planta al estrés hídrico. REIGOSA, M.J.; PEDROL, N.; SÁNCHEZ, A. La Ecofisiología vegetal: una ciencia en síntesis. Thomson. P 253-286.

MEDRANO, H., ESCALONA, J. M., & FLEXAS, J. (2006). Indicadores fisiológicos para el control del estado hídrico en vid. *Fundamentos, Aplicación y Consecuencias Del Riego En Vid, Ed Mundiprensa, Madrid*

MEDRANO, H., POU, A., TOMÁS, M., MARTORELL, S., GULIAS, J., FLEXAS, J., et al. (2012). Average daily light interception determines leaf water use efficiency among different canopy locations in grapevine. *Agricultural Water Management*, 114, 4-10.

ORTEGA-FARIAS, S., SALAZAR MEJÍAS, R., & MORENO SIMUNOVIC, Y. (2007). Efecto de Distintos Niveles de Poda y Reposición Hídrica sobre el Crecimiento Vegetativo, Rendimiento y Composición de Bayas en Vides cv. Cabernet Sauvignon. *Agricultura Técnica*, 67(4), 401-413

PATAKAS, A., NOITSAKIS, B., & CHOUZOURI, A. (2005). Optimization of irrigation water use in grapevines using the relationship between transpiration and plant water status. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 106(2), 253-259.

PARRONDO, M. S. J., RODRÍGUEZ, Á. M. G., SIBISSE, I., & MÉNDEZ, D. M. (2005). Posible uso del tagasaste para la recuperación de zonas degradadas. *Cuadernos De La Sociedad Española De Ciencias Forestales*, (20), 153-157.

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

PASTENES, C., & ABALLAY, E. (s.f.). Fotosíntesis en vides y su aplicación en aspectos de manejo.---
Facultad Ciencias Agronómicas Universidad de Chile.

PELLEGRINO, A., GOZÉ, E., LEBON, E., & WERY, J. (2006). A model-based diagnosis tool to evaluate the water stress experienced by grapevine in field sites. *European Journal of Agronomy*, 25(1), 49-59.

PÉREZ CIDONCHA, C. (2011). *Estudio comparativo de la respuesta agronómica y enológica de los cultivares tintos de vid (vitis vinifera L.) mencía, pinot noir y tempranillo en dos situaciones de alimentación hídrica.* Trabajo fin de Carrera. Baeza Trujillo, P., Benito Sáez, S., Universidad Politécnica De Madrid.

REYNOLDS, A. G., LOWREY, W. D., TOMEK, L., HAKIMI, J., & DE SAVIGNY, C. (2007). Influence of irrigation on vine performance, fruit composition, and wine quality of chardonnay in a cool, humid climate. *American Journal of Enology and Viticulture*, 58(2), 217-228.

REYNOLDS, A. G., SOROKOWSKY, D., & GENSLER, W. (2012). *Evapotranspiration-based irrigation scheduling for syrah: Assessing vine water status by petiole electrical potential.* *American Journal of Enology and Viticulture*, ajev. 2012.11072.

RICHARDS, L. A. (1954). Diagnosis and improvement of saline and alkali soils. *Soil Science*, 78(2), 154

ROMERO, P., DODD, I. C., & MARTINEZ-CUTILLAS, A. (2012). Contrasting physiological effects of partial root zone drying in field-grown grapevine (*Vitis vinifera* L. cv. Monastrell) according to total soil water availability. *Journal of experimental botany*, ers088.

RUBIO, J. (2002). *Riego y Aclareo De Racimos.Efectos De La Actividad Fisiologica En El Control Del Rendimiento y En La Calidad De La Uva Del Cv Tempranillo (Vitis Vinífera L.),*

SÁENZ PISACA, D. (2007). *Ecofisiología de la vid, cv. Listán Negro, cultivada en la Comarca Tacoronte Acentejo.* La Laguna. Tesis. Universidad de La Laguna.

SALÓN, J. L., CHIRIVELLA, C., & CASTEL, J. R. (2005). Response of cv. bobal to timing of deficit irrigation in requena, spain: Water relations, yield, and wine quality. *American Journal of Enology and Viticulture*, 56(1), 1-8.

SANTESTEBAN, L., MIRANDA, C., & ROYO, J. (2009). Effect of water deficit and rewatering on leaf gas exchange and transpiration decline of excised leaves of four grapevine (*vitis vinifera* L.) cultivars. *Scientia Horticulturae*,121(4), 434-439.

SHACKEL, K. (2011). A plant-based approach to deficit irrigation in trees and vines. *Hortscience*, 46(2), 173-177.

SCHULTZ, H.R. (1992) An empirical model for the simulation of the leaf area development of primary shoots for four grapevine (*Vitis vinifera* L.) canopy systems. *Scientia Horticulturae* 52 pp. 179-200

SOUZA, C. R., MAROCO, J. P., DOS SANTOS, T. P., RODRIGUES, M. L., LOPES, C., PEREIRA, J. S., . (2005). Control of stomatal aperture and carbon uptake by deficit irrigation in two grapevine cultivars. *Agriculture, Ecosystems & Environment.* 106(2), 261-274.

TARDIEU, F., GRANIER, C., & MULLER, B. (2011). *Water deficit and growth. co-ordinating processes without an orchestrator.* *Current Opinion in Plant Biology*, 14(3), 283-289.

TOMÁS, M., MEDRANO, H., ESCALONA, J. M., MARTORELL, S., POU, A., RIBAS-CARBÓ, M. (2014). Variability of water use efficiency in grapevines. *Environmental and Experimental Botany*, 103, 148-157.

URBANO TERRÓN, P. (1992). *Tratado de fitotecnia general.* Mundi-Prensa. 1045 p. 2a. edición. Madrid (España).

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

VILA, H. (2011). *Regulación de la hidratación y la turgencia foliares por mecanismos evitadores del estrés, y resistencia a déficit hídrico en vid: Modelo vs. Experimentos*. Tesis. Mendoza, Universidad Nacional De Cuyo. Facultad De Ciencias Agrarias.

WILLIAMS, L. E., & TROUT, T. J. (2005). Relationships among vine-and soil-based measures of water status in a thompson seedless vineyard in response to high-frequency drip irrigation. *American Journal of Enology and Viticulture*, 56(4), 357-366.

ZAMORANO ORDEN, N (2011), *Estimación del índice de área foliar por medio de la interceptación de radiación solar en vid y olivo*, TESIS. Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Chile. Chile.

ZHANG, Y., KANG, S., WARD, E. J., DING, R., ZHANG, X., & ZHENG, R. (2011). Evapotranspiration components determined by sap flow and microlysimetry techniques of a vineyard in northwest China: dynamics and influential factors. *Agricultural Water Management*, 98(8), 1207-1214.

7. APÉNDICES:

-Medidas de la
arquitectura foliar.

Planta ubicada en el lisímetro

Distancia al suelo (cm)	N	5-04-2014																				S	
180	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
170	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
160	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
150	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
140	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
130	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
120	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
110	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
100	2	0	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
90	0	2	3	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0
80	2	3	2	2	4	1	1	0	0	0	0	0	1	2	1	1	1	0	0	0	0	0	0
70	1	3	1	2+R	3	1+R	1	1+R	0	0	1	1	2	2	1	2	R	0	0	0	0	0	0
60	0	2	2	2	1	2+R	2	2	1	1	2	2	3	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0
50	0	2	1	3	0	1	1	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
40	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Números= número de hojas interceptadas en una cuadrícula de 10x10 cm.

R= racimo

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Planta ubicada en el lisímetro

Distancia al suelo (cm)	N	22-05-2014																				S
180	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
170	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
160	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
150	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
140	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
130	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
120	0	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
110	0	0	1	1	1	1	0	1	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
100	0	2	1	1	1	1	0	1	1	0	0	1	2	1	0	0	0	0	1	0	0	0
90	1	3	2	4	2	2	2	2	2	1	0	2	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0
80	1	2	0	1	2	2	2	2	2	2	3	2	2	1	1	1	1	2	0	0	0	0
70	3	2	2	1+R	1+R	3	1	1	2	2	2	3	3	2	2	2	0	0	0	0	0	0
60	2	1	2	1+R	1	2+R	2+R	2	2	2	2	2	1+2R	3	3	1	1	0	0	0	0	0
50	0	1	3	3+R	1	3	3	2	2	3	3	3	2	3+R	0	0	0	0	0	0	0	0
40	0	1	2	2	1	0	1	0	1	1+	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Números= número de hojas interceptadas en una cuadrícula de 10x10 cm.

R= racimo

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Planta ubicada en el lisímetro

Distancia al suelo (cm)	N	13-06-2014																				S
180	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0
170	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
160	0	0	0	0	0	2	1	0	0	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0
150	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0
140	1	0	0	0	3	2	0	0	1	1	0	0	0	1	2	1	0	1	0	0	0	0
130	0	2	1	2	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	3	1	0	2	0	0	0	0
120	1	1	1	0	1	0	0	0	1	1	0	1	2	1	2	1	0	2	0	0	0	0
110	2	1	2	0	1	1	0	1	1	1	1	2	0	2	1	0	0	0	1	0	0	0
100	0	1	2	0	1	0	2	1	3	1	1	1	2	0	2	1	0	0	1	0	0	0
90	0	2	3	2	4	3	2	2	4	2	2	1	1	2	1	1	2	2	0	0	0	0
80	1	1	3	2	3	3	4	2	2	1	1	2	3	3	2	1	2	1	0	0	0	0
70	3	2	1	4+R	1+R	2	2	4	4	4	4	4	2	3	2	1	0	0	0	0	0	0
60	2	2	3+R	1+R	1	1+R	3+2R	3+R	3	3	3+R	2+R	3	2+R	1+R	1	0	0	0	0	0	0
50	0	1	2+R	3+2R	3+R	2	5	2	3	3	4	2+R	2+R	2	1	0	0	0	0	0	0	0
40	0	0	1+R	2	2	0	1	0	0	1+C	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0

Números= número de hojas interceptadas en una cuadrícula de 10x10 cm.

R= racimo

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Planta ubicada en el lisímetro

Distancia al suelo (cm)	N	09-07-2014																				S
180	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
170	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
160	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
150	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	1	1	0	2	1	0	1	0	0
140	1	0	0	0	0	0	0	3	4	2	0	0	0	0	1	3	2	1	3	2	0	0
130	2	3	1	0	2	2	0	1	1	0	0	0	0	1	1	2	2	0	2	3	0	0
120	3	3	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	3	2	0	0	1	0	0	0
110	3	2	1	2	0	2	0	1	1	1	2	2	0	1	3	2	0	1	1	0	0	0
100	1	2	2	1	2	1	1	0	1	2	0	2	2	1	1	0	0	1	3	0	0	0
90	1	0	2	2	2	2	2	2	1	1	2	2	2	0	2	1	2	0	1	1	0	0
80	0	1	4	1	3	2	3	2	4	1	3	1	3	1	1	1	2	1	0	0	0	0
70	2	1	2	2+R	3	3	2	2	3	2	2	2	2	0	2	1	1	0	0	0	0	0
60	0	2	2+R	1	0	1+R	2	4+R	3	3	2+R	2	0	0	2	2	R	0	0	0	0	0
50	2	2	2+R	4+R	2	1+2R	3+R	2	1+R	1+R	1+R	2+R	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0
40	0	0	R	1+2R	1+R	1	2	0	1	1+C	1	0	2	2	1	0	0	0	0	0	0	0

Números= número de hojas interceptadas en una cuadrícula de 10x10 cm.

R= racimo

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Planta ubicada en el lisímetro

Distancia al suelo (cm)	N	11-08-2014																				S	
180	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
170	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
160	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0
150	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	2	1	0	1	1	2	1	2	3	0	0	0	0
140	0	0	0	0	0	0	0	2	2	1	1	0	0	0	1	3	3	1	2	0	0	0	0
130	2	2	0	0	2	2	0	2	1	0	0	0	1	1	2	1	1	0	0	0	0	0	0
120	2	3	1	0	1	2	1	0	2	0	0	0	1	1	3	3	0	1	1	0	0	0	0
110	0	2	3	1	1	2	1	1	0	1	2	1	0	2	1	1	0	1	0	0	0	0	0
100	0	2	1	1	1	2	1	2	4	1	2	2	1	1	1	1	1	0	2	0	0	0	0
90	1	0	2	2	1	3	2	1	2	1	1	1	2	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0
80	1	1	3	3	2	2	2	1	2	2	3	0	2	4	0	2	3	2	1	0	0	0	0
70	1	2	3	2+R	3	0	1	3	3	3	3	3	4	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0
60	1	2	3	R	2	2R	2	4	2	2	2	3	2	1+R	1	2+R	0	0	0	0	0	0	0
50	1	1	2+R	2	1	3R	1	2	3	1+2R	3	2+R	1+R	1	0	R	0	0	0	0	0	0	0
40	0	1	3+R	R	2	1+R	2	1	1	1+C	1	1+R	R	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Números= número de hojas interceptadas en una cuadrícula de 10x10 cm.

R= racimo

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Planta ubicada en el lisímetro

Distancia al suelo (cm)	N	11-09-2014																				S	
180	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
170	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
160	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
150	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	1	3	2	1	0	0
140	0	0	0	0	0	0	1	2	1	0	2	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0
130	1	0	0	0	0	1	0	2	0	0	0	0	0	0	1	0	2	0	1	0	0	0	1
120	0	2	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	3	1	1	2	0	0	0	0
110	1	1	1	1	0	1	0	0	0	1	2	2	0	2	1	0	0	1	0	0	0	0	0
100	0	0	0	0	1	1	1	2	1	0	1	2	2	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0
90	1	1	0	1	1	3	1	0	1	1	2	0	1	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0
80	1	0	1	0	1	1	2	0	2	2	2	1	1	2	2	1	0	1	0	0	0	0	0
70	0	0	0	R	0	0	1	1	3	2	1	0	3	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
60	0	R	1	0	0	2R	0	2	1	1	1	0	1	2+R	0	2R	0	0	0	0	0	0	0
50	0	0	0	1	1	1+2R	R	0	1+R	1	1	R	1	0	0	R	0	0	0	0	0	0	0
40	0	0	0	R	1+R	0	0	0	0	C	0	0	R	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Números= número de hojas interceptadas en una cuadrícula de 10x10 cm.

R=racimo

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.

Estudio de la ecofisiología de la viña (cv. Listán negro) y la respuesta fisiológica y productiva al estrés hídrico en las distintas etapas de su cultivo.