

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA**

**FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**RELACIÓN FUENTE-FOSA EN *VITIS VINIFERA* L. cv TANNAT, EN  
RESPUESTA A DOS TÉCNICAS DE CULTIVO**

**por**

**María Julia SALVARREY MENDOZA**

TESIS presentada como uno de los  
requisitos para obtener el título de  
*Magister* en Ciencias Agrarias  
opción Ciencias Vegetales

MONTEVIDEO  
URUGUAY  
Diciembre 2016

Tesis aprobada por el tribunal integrado por Dr. Gustavo González-Neves, Dra. Ana Cecilia Silveira y Dr. Gerard Barbeau, el 20 de diciembre de 2016.  
Autora: Ing. Agr. María Julia Salvarrey Mendoza. Directora Dra. Milka Ferrer Baccino, Co-director Dr. Omar Borsani.

Dedicado a *Emma Belén* y *María Inés*.

*Para que comprendan que el aprendizaje, es algo que se construye día a día.*

## **AGRADECIMIENTOS**

El presente trabajo es el resultado del esfuerzo de mucha gente que colaboro, aportando su granito de arena para que se pueda concretar y de la mejor manera. Es por ello que agradezco a todos aquellos que han participado directa o indirectamente en la ejecución del mismo.

Te agradezco muchísimo Milka por guiarme incondicionalmente, por tu constante apoyo en las sucesivas instancias que involucra una tesis, por tu exigencia y confianza en mi desarrollo profesional, motivándome y valorándome siempre.

Gracias Gustavo, por haber sido el pionero en reconocer y valorar mi capacidad laboral y mis logros a lo largo del desarrollo de la tesis, incentivándome en momentos que fueron claves personalmente.

Gracias Omar Borsani, por tu apoyo, disposición y valiosos aportes académicos en múltiples instancias.

Un agradecimiento a Pedro Díaz, por orientarme en el laboratorio de Bioquímica (Facultad de Agronomía), a Ana Cecilia Silveira y Fernanda Zaccari, por la disposición en el Laboratorio de Pos-cosecha (Facultad de Agronomía).

A la gente que integra el Laboratorio de Fisiología Vegetal de la Facultad de Chile: a Claudio Pastenes por recibirme calurosamente como pasante en su laboratorio. A Luis Villalobos, por enseñarme con fluidez y paciencia, el disciplinado y maravilloso funcionamiento de un Laboratorio. A Úrsula Arriaga, Camila Ribalta y Francisca Palacios; por su compañía y buenos momentos compartidos.

A Luis Salvarrey por sus aportes estadísticos, éticos y cuestiones de la vida profesional.

A mis queridos amigos de viticultura: Mercedes Fourment, Guzmán Favre, Diego Piccardo y Rusley Avondet, por la amistad que tenemos y la contribución en este trabajo. A mis compañeros de vendimia, que compartieron conmigo muchas mediciones a campo y arduas cosechas: Gustavo Pereyra, Yesica Bernaschina, Esteban Molina, Bárbara Ferronato, Mario Muñiz y Nicolás Demetriux. A los tesisistas Bruno Bresesti y Eduardo Bettini, por su colaboración en múltiples mediciones compartidas.

Gracias Gianfranca Camussi y Gerardo Echeverría por el día a día.

Gracias Néstor Merino, por auxiliarme en momentos claves de la tesis.

Agradezco al Proyecto ANII-Mercosur (MRC-C2011-1-2), bajo la dirección de la Dra. Ana Cecilia Silveira, quien financió mi estadía de investigación en Chile, Mayo 2013. Al Comité Académico de Posgrados (CAP), por su apoyo económico durante 9 meses, en la etapa final de este trabajo.

Muchas gracias a Pablo Rodríguez y familia, de los viñedos “La Estancia”, por permitirme realizar el trabajo en su predio.

Gracias a aquella gente, que transmite conocimientos y motivaciones inconscientemente: Gerard Barbeau.

Gracias Andrés, Emma e Inés, por ser mis amores y mi gran motivación diaria para superarme personal y académicamente. Muchísimas gracias a mi familia de origen, por el apoyo incondicional; a mis hermanas y entre ellas a Sheena, por ser excelente madre “sustituta” para mis hijas cuando lo necesite, a mis padres por enseñarme las cosas de la vida con el ejemplo. Gracias a mis cuñados Diego, Sebastián y Raúl por su cariño. Gracias a mis suegros Gustavo y Verence, por estar siempre.

## TABLA DE CONTENIDO

PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	IV
RESUMEN.....	XI
SUMMARY.....	XII
<b>1. <u>INTRODUCCIÓN</u>.....</b>	<b>1</b>
<b>2. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>.....</b>	<b>16</b>
<b>2.1. ASPECTOS GENERALES DEL ENSAYO.....</b>	<b>16</b>
<b>2.2. CARACTERIZACIÓN CLIMÁTICA DEL ESTUDIO.....</b>	<b>18</b>
<b>2.2.1. <u>Registros macro-climáticos de la</u></b> <b><u>localidad</u>.....</b>	<b>18</b>
<b>2.2.2. <u>Registros micro-climáticos de la</u></b> <b><u>canopia</u>.....</b>	<b>19</b>
<b>2.3. EVALUACIONES A NIVEL DE PLANTA.....</b>	<b>20</b>
<b>2.3.1. <u>Estimación del crecimiento vegetativo</u>.....</b>	<b>20</b>
<b>2.3.1.1. Estado hídrico de las</b> <b>plantas.....</b>	<b>20</b>
<b>2.3.1.2. Superficie foliar expuesta</b> <b>potencial (SFEp).....</b>	<b>21</b>
<b>2.3.1.3. Seguimiento en longitud de</b> <b>pámpanos y feminelas.....</b>	<b>22</b>

2.3.1.4.	Peso de poda e Índice Ravaz (IR).....	22
2.3.1.5.	Cuantificación de pigmentos fotosintéticos a nivel de hojas.....	23
2.3.2.	<b><u>Evaluación del rendimiento</u></b> .....	24
2.3.2.1.	Peso de cosecha y estado sanitario.....	24
2.3.2.2.	Producción anual de materia seca (MS) por estructura.....	24
2.4.	<b>EVALUACIONES A NIVEL DE BAYAS, DURANTE LA MADURACIÓN Y COSECHA</b> .....	24
2.4.1.	<b><u>Composición de la uva</u></b> .....	24
2.4.2.	<b><u>Crecimiento de la baya</u></b> .....	25
2.4.3.	<b><u>Contenido de carbohidratos y ácido abscísico (ABA)</u></b> .....	26
2.4.3.1.	Muestreo de bayas para determinación de carbohidratos y ácido abscísico.....	26
2.4.3.2.	Determinación del contenido de glucosa, fructosa a partir de bayas liofilizadas.....	27
2.4.3.3.	Determinación de la concentración de ácido abscísico (ABA) a partir de bayas	

	liofilizadas.....	28
	2.4.4. <u>Potencial polifenólico</u> .....	30
	2.5.    ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	31
3.	<u>RESULTADOS</u> .....	32
	3.1.    CARACTERIZACIÓN CLIMÁTICA.....	32
	3.1.1. <u>Serie histórica de la zona en estudio</u> .....	32
	3.1.2. <u>Climograma en los años del estudio</u> .....	33
	3.1.3. <u>Registros micro-climáticos de la planta</u> .....	35
	3.1.3.1.    Temperatura de la canopia.....	35
	3.1.3.2.    Luminosidad de la canopia.....	36
	3.2.    RESPUESTA FISIOLÓGICA DE LA PLANTA.....	42
	3.2.1. <u>Producción de uva</u> .....	42
	3.2.2. <u>Evolución del peso de la baya</u> .....	43
	3.2.3. <u>Indicadores fisiológicos vitícolas</u> .....	45
	3.2.3.1.    Partición de la materia seca (MS) por órgano.....	46
	3.2.4. <u>Expresión vegetativa de las plantas</u> .....	47
	3.2.4.1.    Contenido de clorofila en hoja.....	47
	3.2.4.2.    Análisis del crecimiento vegetativo en el ciclo productivo 2013.....	49



3.2.5.	<b><u>Estado hídrico de la planta</u></b> .....	51
3.2.5.1.	Potencial hídrico foliar de base.....	51
3.2.5.2.	Potencial hídrico foliar diario, año 2012.....	54
3.2.6.	<b><u>Evolución de los contenidos de ABA</u></b> .....	55
3.2.7.	<b><u>Evolución de los carbohidratos solubles</u></b> .....	57
3.3.	<b>COMPOSICIÓN BIOQUÍMICA DE LA BAYA</b> .....	59
3.3.1.	<b><u>Evolución del metabolismo primario</u></b> .....	59
3.3.1.1.	Sólidos solubles.....	59
3.3.1.2.	Acidez titulable.....	64
3.3.1.3.	pH.....	65
3.3.2.	<b><u>Metabolismo secundario en cosecha</u></b> .....	67
3.3.2.1.	Contenido polifenólico.....	67
3.4.	<b>COMPONENTES PRINCIPALES PARA LOS AÑOS DEL ESTUDIO</b> .....	71
3.4.1.	<b><u>Variables medidas en cosecha</u></b> .....	71
4.	<b><u>DISCUSIÓN</u></b> .....	74
4.1.	<b>RESPUESTA FISIOLÓGICA</b> .....	74
4.1.1.	<b><u>Rendimiento e indicadores vitícolas en cosecha</u></b> .....	74

4.1.2.	<u>Evolución del ácido abscísico</u> .....	79
4.2.	COMPOSICIÓN DE LA UVA.....	81
4.2.1.	<u>Metabolismo primario</u> .....	81
4.2.2.	<u>Metabolismo secundario en cosecha</u> .....	87
5.	<u>CONCLUSIONES</u> .....	90
6.	<u>BIBLIOGRAFÍA</u> .....	92
7.	<u>ANEXOS</u> .....	105
7.1.	RELACIÓN FUENTE-FOSA Y RESPUESTA FISIOLÓGICA A DOS TÉCNICAS DE CULTIVO EN <i>VITIS VINIFERA</i> L. CV. TANNAT.....	105

## RESUMEN

Se evaluó la respuesta de Tannat a la modificación del balance Fuente-Fosa (F/F), mediante el deshojado y raleo de racimos. El ensayo se instaló al Sur de Uruguay, en los años 2012 y 2013. Se definieron cuatro tratamientos: Testigo (T), Deshojado en cuajado (D), Raleo de racimos en envero (R) y Deshojado en cuajado junto con Raleo en envero (R+D). El diseño experimental consistió en bloques completos al azar, con 5 repeticiones, en una unidad experimental de 7 plantas. En cada ciclo productivo se registró el potencial hídrico foliar de base, el calibre y la composición de la baya. En cosecha, se midieron los compuestos polifenólicos, la superficie foliar y el rendimiento. Cada medición se realizó según una metodología de análisis específica. En el 2013, se agregaron evaluaciones en bayas de carbohidratos solubles y ácido abscísico (ABA). Respecto a los resultados, se destaca que, en el 2012 el comportamiento fisiológico estuvo condicionado y determinado por un “efecto año”, caracterizándose por su menor disponibilidad hídrica en maduración. Este factor, limitó los procesos de síntesis de compuestos de calidad para ese año. Aun así y para los dos años de evaluación, la modificación del balance F/F favoreció los atributos de calidad de la uva en relación al T. La síntesis de compuestos primarios aumentó cuando se aplicaron las dos técnicas de cultivo en conjunto (R+D), debido a un aumento de factores micro-climáticos y optimización fisiológica de las plantas. El tratamiento R modificó más eficientemente la relación F/F en contraposición al D. Obteniéndose en el mismo, plantas más equilibradas, con mayor partición de asimilados hacia los racimos y una mejor calidad enológica de la uva. El efecto del D incidió favorablemente en la sanidad de la uva, contrarrestando las condiciones para el desarrollo de podredumbres en maduración. La evolución del ABA se correlacionó significativamente ( $R_s = 0,93$ ) con el estatus hídrico de las plantas.

**Palabras clave:** balance fisiológico, composición de la uva, metabolitos primarios y secundarios.

**SOURCE RELATIONSHIP IN VITIS VINIFERA L. cv TANNAT, IN  
RESPONSE TO TWO CULTURAL TECHNIQUES  
SUMMARY**

The response of Tannat to the modification of the source-ship balance (F/F), by leaf removal and cluster thinning, was evaluated. The experiment was carried out in the South of Uruguay, in the years 2012 and 2013. Four treatments were defined: Witness (T), Leaf removal in curd (D), Cluster thinning in veraison (R) and Leaf removal in curd together with thinning in veraison (R+D). The experimental design was carried out in randomized complete blocks, with 5 replicates in a experimental unit of 7 plants. In each productive cycle it was recorded the base water potential, caliber and berry composition. In harvesting, the polyphenolic compounds, the foliar surface and the grape yield was measured. Each measurement was performed according to a specific analysis methodology. In 2013, soluble carbohydrate and abscisic acid (ABA) determinations on berries were added. Regarding the results, it is highlighted that, in 2012, the physiological behavior was conditioned and determined by a "year effect", characterized by its lower water availability in ripening. This factor, limited the processes of synthesis of quality compounds for that year. Even so, for the two years of evaluation, the modification of the F/F balance favored the quality attributes of the grape in relation to the T. The synthesis of primary compounds increased when the two cultivation techniques were applied together (R+D), by increase of micro-climatic factors and physiological optimization of plants. Treatment R more efficiently modified the F/F ratio as opposed to D. Obtaining itself in the same, more balanced plants, with greater division assimilated towards the clusters and a better oenological quality of the grape. The effect of D had a favorable effect on the health of the grapes, counteracting the conditions for the development of rotting ripening. The evolution of the ABA was significantly correlated ( $R_s = 0.93$ ) with the water status of the plants.

Key words: physiological balance, grape composition, primary and secondary metabolites.

## **1. INTRODUCCIÓN**

La viticultura en Uruguay es una actividad agropecuaria que representa el 4,6 % de la superficie explotada, abarcando 7.091ha, donde el 75 % de los predios vitícolas se concentran al Sur del país. Entre las cepas tintas implantadas, *Tannat* es la que caracteriza nuestra viticultura a nivel nacional con el 27 % de la producción (INAVI, 2016). Esta variedad resulta de gran interés para la investigación debido a que en nuestras condiciones climáticas y edafológicas de cultivo, expresa su potencial enológico, y sus características distintivas, dadas por su capacidad de síntesis de taninos y polifenoles (González-Neves *et al.*, 2006). Entre sus cualidades enológicas, manifiesta mayor peso de semillas, peso de bayas, tenor de azúcares, acidez, polifenoles totales, antocianos totales y extraíbles, taninos de la piel y de semillas al compararla con otras variedades (Ferrer *et al.*, 2014). También presenta, bajos valores de pH y altos % de extractibilidad antociánica (% EA), significando este último término a una menor extracción de antocianos (González-Neves *et al.*, 2011). Productivamente, es una variedad con rendimiento promedio de 14.165 kg/ha, mostrando un aumento del 7 % en superficie plantada y un 5 % de la producción, en el período 2006-2015 (INAVI, 2016). Es alta su sensibilidad a podredumbres de racimos (complejo de hongos, ej: *Botrytis cinerea*, *Aspergillus* sp, *Penicillium* sp.), correlacionada positivamente a la compacidad de los mismos durante la maduración (Ferrer *et al.*, 2011). La potencialidad de la variedad, justifica el desarrollo de líneas de investigación que contribuyan a su conocimiento y aporten medidas de manejo al sector productivo, en especial frente a los cambios climáticos que ocurren constantemente. Las técnicas de cultivo son herramientas de adaptación frente a la variabilidad climática evidenciada, con tendencias en: acortamientos del período de maduración, adelanto de las fechas de envero y cosecha, y modificaciones en la composición final de la uva (Fourment *et al.*, 2013).

El desarrollo de la baya es un proceso complejo representado por una curva doble sigmoide (Coombe, 1992). Tal como se muestra en la Fig. 1, se distinguen tres fases marcadas, evidenciándose dos periodos de crecimiento separados por una fase de detención, en la cual se realiza la expansión y maduración de las semillas (Conde *et al.*, 2007). Según Keller (2010), en el primer período, se produce un rápido aumento del tamaño de las semillas y del pericarpio (Fig. 2) que comprende un crecimiento herbáceo de 60 días aproximadamente desde floración e involucra multiplicación, alargamiento celular y producción de embriones en las semillas. Durante las primeras semanas se efectúa una rápida división celular, completándose el 90 % del número total de células al finalizar dicho período, definiéndose así, el número final de células de la baya y por ende su tamaño (Kennedy, 2002). En esta etapa, las semillas y las bayas son firmes y de color verde. La baya expande su volumen y acumula diversos solutos, fundamentalmente ácido tartárico y málico, llegando a un máximo en concentración cercano al envero (cambio de color de la uva). Estos ácidos orgánicos, entre otros, son fundamentales para lograr una buena calidad del vino (Kennedy, 2002; Keller, 2010). En este período inicial, la baya también acumula taninos y ácidos hidroxicinámicos, con importante participación en las reacciones de pardeamiento, siendo los precursores de fenoles volátiles, minerales, aminoácidos, micronutrientes y compuestos aromáticos (ej: metoxypyrazinas), muchos de los cuales permanecen hasta cosecha pero con una concentración reducida (Kennedy, 2002). En este mismo período se sintetizan en las semillas citoquininas (Ctq) y auxinas (Aux) que promueven la división y crecimiento celular, y giberelinas (GAs), que estimulan la expansión celular. Todas ellas son liberadas al pericarpio alcanzando altas concentraciones durante este primer período (Fig. 2). Las Aux y las GAs también se exportan por el floema al pedicelo y pedúnculo, lugares donde las GAs inducen la elongación celular y las Aux la generación y diferenciación de los haces vasculares. Esto garantiza que la capacidad de transporte del sistema vascular no limite el crecimiento de la baya en

desarrollo. Esta fase tiene una duración de seis a nueve semanas y termina cuando las células de la piel dejan de dividirse (Keller, 2010).

Posteriormente al primer período, hay una fase de detención o inflexión (Kennedy, 2002; Deloire, 2010), correlacionada con la finalización del crecimiento de las semillas (Gouthu y Deluc, 2015), alcanzando así, el peso máximo fresco de las semillas, y el contenido máximo de taninos (Keller, 2003). Por otra parte, las paredes de las células más externas se espesan por la formación de ceras epicuticulares. Aunque el pericarpio crece sólo de manera insignificante, la concentración de las Aux, muestra un aumento durante esta fase para disminuir posteriormente. La concentración del ácido abscísico (ABA), fito-regulador relacionado a dormancia y senescencia de tejidos, aumenta al final de esta fase, junto con un aumento transitorio en la producción de etileno. Por otra parte, la presión de turgencia de la baya, disminuye cerca de 10 veces durante este período, lo que podría deberse a la acumulación de solutos en los tejidos apoplásticos del mesocarpio previo al envero (Wada *et al.*, 2008). La longitud de la fase de detención, que tiene una duración de entre una y seis semanas, depende en gran medida de la variedad y es importante para determinar el momento de la madurez de la fruta (Keller, 2010).

El segundo período comienza con el envero, que es el momento donde se inicia el desarrollo del color de las bayas. Esta fase comprende la maduración de la uva, incluyendo cambios en el metabolismo de los azúcares, pérdida de firmeza o ablandamiento y cambios en la coloración vinculado a la síntesis de pigmentos, con una duración de cinco a ocho semanas (Gambetta *et al.*, 2010; Keller, 2010). Éste período involucra los procesos de elongación celular (Deloire *et al.*, 2006), multiplicación de las células externas de la hipodermis, síntesis de polifenoles, acumulación de carbohidratos, entre otros (Deloire, 2010). El ablandamiento de la baya,

surge principalmente de la modificación de las paredes celulares del mesocarpio y es acompañado por una activa entrada de azúcares principalmente sacarosa hidrolizada en sus hexosas, glucosa y fructosa (Keller, 2010). El transporte de agua hacia la baya, a través del xilema, disminuye gradualmente mientras que cambia su color, y el transporte de agua por el floema afecta positiva y rápidamente la concentración de los solutos (siendo éste el disolvente para el azúcar entrante). El xilema, si bien no está activo a partir de este período sirve para re direccionar el exceso de agua hacia afuera de la baya (Keller, 2010). En variedades tintas, este cambio luego del ablandamiento de la baya, es caracterizado por un aumento en la coloración de las mismas, resultado de la biosíntesis de antocianos (Kennedy, 2002; Deloire, 2010) que se acumulan en el epicarpio (Keller, 2010). Los azúcares (glucosa y fructosa) se acumulan en el pericarpio, mientras que los ácidos orgánicos (malato) y clorofila se degradan en el mismo lugar (Keller, 2010). El crecimiento de las células de la baya en esta fase, es el resultado de la afluencia de agua, azúcares y minerales (potasio) hacia las vacuolas de las células, lo que es acompañado por la duplicación del tamaño de la baya desde envero a cosecha (Kennedy, 2002). El tamaño durante las últimas etapas de la maduración puede estabilizarse o disminuir (debido a la pérdida de agua por evaporación).



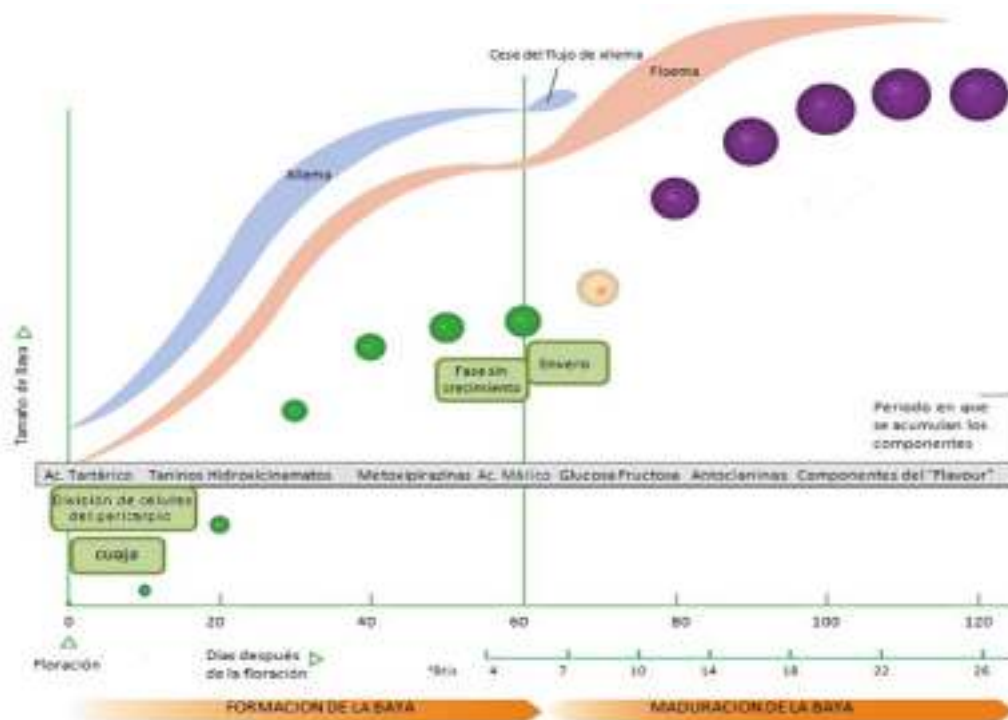


Figura N° 1. Curva de crecimiento y desarrollo de la baya. Se observa el tamaño relativo y color en intervalos de 10 días desde floración, principales eventos del desarrollo (en verde), períodos de acumulación de compuestos, niveles de °Brix del mosto, e indicaciones de la tasa de entrada del xilema y floema desde los haces vasculares en la baya (Ilustración de Koutroumanidis, 2001).

Los fito-reguladores juegan un rol central durante los períodos de crecimiento y desarrollo, a través de cambios en sus concentraciones, en respuesta a diversas señales del ambiente (Kuhn *et al.*, 2013). El comportamiento de los reguladores vegetales de las uvas, principalmente el rol fundamental del ácido abscísico (ABA) a lo largo de la maduración, es lo que determina que las uvas sean categorizadas fisiológicamente como frutos no climatéricos. Este término significa que el control del inicio de la maduración no se debe predominantemente al etileno, sino que resulta de la integración de múltiples señales hormonales incluyendo el ABA y la acumulación de azúcares (Davies y Bottcher, 2009; Deloire, 2010; Gambetta *et al.*, 2010; Keller, 2010; Kuhn *et al.*, 2013; Gouthu y Deluc, 2015). Esta clasificación refiere a aquellas frutas en que el etileno no es el principal regulador vegetal responsable de la maduración, si bien participa en menor

medida de los cambios a partir de envero; indicando que existe más de un modelo de regulación del proceso. El ABA, es una molécula de señalización implicada en el desarrollo y la maduración de la baya (Owen *et al.*, 2009) que participa de procesos de biosíntesis de metabolitos primarios, vinculados a los contenidos de sólidos solubles, con correlaciones negativas con la acidez (Ban *et al.*, 2003; Çakir *et al.*, 2003; Pan *et al.*, 2005; Gagné *et al.*, 2006; Peppi *et al.*, 2007). Al igual que es responsable de la síntesis de metabolitos secundarios de la uva, sobre todo de la producción de antocianos en la piel (Antolín *et al.*, 2008; Ban *et al.*, 2003; Peppi *et al.*, 2007). Simultáneamente regula la apertura estomática (Zhang *et al.*, 2009) y la transpiración, en respuesta a condiciones hídricas deficitarias (Owen *et al.*, 2009). Numerosos trabajos, describen dos momentos de acumulación de ABA durante el desarrollo de la baya. Una primera fase de concentración sucede dos semanas antes del envero y, la segunda, al final del mismo, coincidiendo con la acumulación de azúcares. El máximo de acumulación ocurriría entre dos a tres semanas luego del inicio del envero (Zhang *et al.*, 2003; Peppi *et al.*, 2007; Davies y Bottcher, 2009; Owen *et al.*, 2009; Deloire, 2010). Gouthu y Deluc (2015) citan que en etapas iniciales del proceso de maduración de la uva, las Aux y el ABA parecen ser los reguladores claves, pero una vez finalizado el crecimiento de las semillas (envero), hay una relativa interrupción en los niveles de dichos fito-reguladores en el pericarpio (hollejo). El ABA además, es un regulador clave en la maduración de las semillas y la embriogénesis. El mismo es sintetizado en gran medida en los tegumentos de las semillas, mostrando un nivel alto en estos tejidos durante las etapas media y tardía de la maduración de la baya. Al igual que presenta acciones antagónicas con las Aux en la regulación del desarrollo y las fases de maduración, a nivel del pericarpio. Es por ello que, una vez que se completa la maduración de la semilla, el transporte de Aux del pericarpio es inhibido, permitiendo la maduración de la baya. A partir de este momento y una vez iniciado el envero, el ABA y el etileno pasan a tener un rol predominante en la maduración (Keller, 2010; Gouthu y Deluc, 2015). Esto

constata el rol positivo de aplicaciones exógenas de etileno, en la coloración de las uvas, mediante la estimulación de biosíntesis de antocianos (Deloire, 2010). Más allá de las investigaciones que buscan explicar el rol del ABA, los factores vinculados a los reguladores vegetales desencadenantes de la maduración de la baya siguen siendo objeto de debate (Davies y Bottcher, 2009).

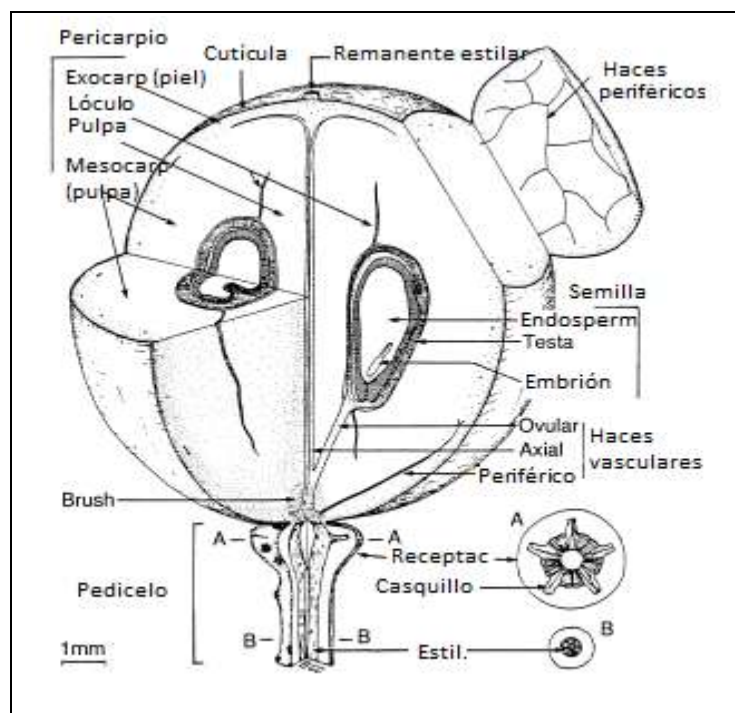


Figura N° 2. Estructura de la baya (Coombe, 2001).

La composición bioquímica de la baya, es determinada principalmente por los metabolitos primarios: azúcares y ácidos orgánicos, y secundarios: taninos, flavonoles, antocianos, precursores aromáticos y componentes volátiles (Conde *et al.*, 2007). El contenido de carbohidratos (glucosa y fructosa), que representan el 99 % de los azúcares, son transportados en forma de sacarosa vía floema y su incremento se debe a la producción de foto-asimilados y/o reservas (Kennedy, 2002). Durante el primer periodo de crecimiento (Fig. 1), la baya contiene pocos azúcares, predominando los

contenidos de glucosa respecto al de fructosa (Kennedy, 2002), pero a partir de envero, dicha acumulación aumenta llegando a madurez con una relación glucosa/fructosa igual a 1 (Deloire, 2010; Dai *et al.*, 2011). Los ácidos orgánicos málico y tartárico, y su balance con el predominio del catión potasio (K<sup>+</sup>), son los responsables del 90 % de la acidez de las bayas. La acidez titulable y el pH en estado herbáceo son fisiológicamente constantes (Deloire, 2010). La biosíntesis de los ácidos málico y tartárico se lleva a cabo en las bayas durante la primera etapa de crecimiento (herbáceo). Durante el segundo período de la maduración, sus niveles son reducidos relacionado con las condiciones climáticas (Kennedy, 2002), principalmente altas temperaturas (> 35 °C), ya que son utilizados como sustratos en el proceso de respiración (Sweetman *et al.*, 2012). La relación de ácidos málico/tartárico y el contenido final de azúcares de la uva en cosecha, dependen de la variedad, las condiciones climáticas y las prácticas de manejo del viñedo (microclima de la canopia) siendo regulado fuertemente por genes responsables del desarrollo de propiedades aromáticas y organolépticas (Deloire *et al.*, 2006; Conde *et al.*, 2007). El metabolismo secundario hace referencia a los flavonoides, un gran y diverso grupo de compuestos fenólicos y aromáticos de la baya, que contribuyen fuertemente a la calidad del vino (Downey *et al.*, 2006). Los compuestos fenólicos incluyen principalmente a dos grupos de compuestos; los antocianos, responsables del color de uvas y los vinos (Ribéreau-Gayon y Glories, 1986), y taninos (catequinas y proantocianidinas), los cuales impactan en su estructura y astringencia (Downey *et al.*, 2006). Los antocianos son sintetizados desde el comienzo de la maduración (envero), acumulándose en las vacuolas de las células de la piel de la baya. Se diferencian dos periodos de síntesis, el primero, cerca de floración y el segundo, una o dos semanas luego de envero que continúa a lo largo de la maduración (Downey *et al.*, 2006). Los taninos se sintetizan y se acumulan en las semillas, la síntesis ocurre luego del cuajado con un máximo cercano a envero, coincidiendo con la fase de detención del crecimiento (Kennedy *et al.*, 2001; Downey *et al.*, 2003).

Las uvas son frutas con altos contenidos en azúcares, permitiendo la obtención del grado alcohólico a través de su fermentación (Deloire, 2010), siendo por ello el parámetro de mayor importancia para definir la calidad al momento de la cosecha (Conde *et al.*, 2007). La madurez fisiológica es alcanzada cuando las uvas logran un óptimo balance entre azúcares, acidez y contenidos fenólicos y aromáticos (Conde *et al.*, 2007). Este balance no siempre se logra al mismo tiempo, ej: las máximas concentraciones de antocianos totales y extraíbles pueden alcanzarse con anterioridad al máximo de azúcares (González-Neves *et al.*, 2010).

Por otra parte, los ácidos de la baya impactan en la acidez del vino, su color, las cualidades sensoriales y la estabilidad de los mismos; por ello, la relación acidez/azúcares y málico/tartárico/balance del K<sup>+</sup>, son parámetros importantes que definen la calidad de la cosecha y el vino (Kennedy, 2002; Deloire, 2010). Para obtener un vino de calidad, es esencial una madurez óptima de la uva, la cual depende de múltiples factores, tanto bióticos como abióticos. Los factores bióticos están representados por la variedad, porta-injerto, regulación hormonal, carga frutal, tamaño de la canopia y estatus sanitario. En tanto que, los factores abióticos o ambientales, comprenden al suelo, topografía, temperatura, luminosidad y disponibilidad hídrica (Downey *et al.*, 2006).

Entre los factores ambientales, la temperatura, la luz y la disponibilidad hídrica, tienen gran incidencia en la composición de la baya, pudiendo acelerar o retrasar, la maduración (Kuhn *et al.*, 2013). Kliewer (1964), reportó que la temperatura tiene un efecto relevante en la cantidad final de ácidos orgánicos y azúcares en las uvas; indicando que el sustrato respiratorio varía con la misma. Hunter y Bonnardot (2011) reportan que el rango de temperaturas (mínimas y máximas) diarias para la obtención de azúcares y

ácidos orgánicos es de 25 a 30 °C, y que oscilaciones de las mismas influye en sus concentraciones. La temperatura además juega un rol importante en la biosíntesis de antocianos en el hollejo de la baya, con efectos directos sobre su acumulación. Mori *et al.* (2007), encontraron que bayas sometidas a altas temperaturas (máximas de 35 °C), mostraban una reducción de más de la mitad del contenido de antocianos totales, respecto al testigo (con 25 °C) y sugirieron que esta disminución se debía a una degradación e inhibición de la transcripción del mRNA de los genes de biosíntesis de antocianos. A su vez, la biosíntesis de antocianos a lo largo de la maduración, se favorece con oscilaciones de temperaturas diurnas y nocturnas, con óptimos de amplitud térmica de 15 a 25 °C (Hunter y Bonnardot, 2011). Condiciones de altas temperaturas durante la noche reducen la acumulación de antocianos respecto a las uvas que crecen con temperaturas nocturnas frescas de 10-15 °C (Mori *et al.*, 2005).

La relación entre la exposición a la luz solar, la temperatura y su interacción influyen fuertemente en la composición de la baya y su metabolismo, determinando la concentración final de antocianos (Downey *et al.*, 2006; Yamane *et al.*, 2006; Nicholas *et al.*, 2011). Spayd *et al.* (2002) citan que la exposición de racimos a la luz solar, aumenta las concentraciones independientemente de la temperatura, presentando hasta 10 veces más cantidad de flavonoides totales respecto a racimos sombreados. Por otro lado, el estado hídrico de las plantas es el factor de mayor respuesta cuanti y cualitativa sobre los procesos productivos y enológicos de la uva (Deloire *et al.*, 2006; Ojeda *et al.*, 2008).

En la gestión del viñedo existen un conjunto de decisiones de corto plazo, conocidas como “técnicas de cultivo”, que constituyen herramientas variables y adaptables a condiciones locales, que pueden amortiguar el

impacto de factores ambientales que provocan estrés en la planta. De esta manera se puede incidir sobre la producción anual y la composición bioquímica de la uva (Downey *et al.*, 2006; González-Neves *et al.*, 2012; Bobeica *et al.*, 2015). Los objetivos de estas técnicas son maximizar la calidad enológica y sanitaria de la cosecha, uniformizando y optimizando la expresión vegetativa de la planta y la maduración de la uva, lo que le permite al viticultor predecir el producto en determinadas condiciones edafoclimáticas (González-Neves *et al.*, 2003). Por ser la vid una planta perenne, éstas prácticas integrales se centran en el manejo de la acumulación de reservas. En este sentido es fundamental regular, durante el ciclo anual de crecimiento de la vid, el balance fisiológico entre la fuente y sus fosas, es decir, los órganos generadores de foto-asimilados (hojas) y los acumuladores (bayas). Por este motivo es relevante, conocer los requisitos fisiológicos de la vid, identificando los momentos y los procesos de acumulación de los diversos componentes en la baya, para ajustar las técnicas de cultivo y poder modificar la tipicidad del producto final (Conde *et al.*, 2007). En este sentido, los productores y asesores técnicos se enfrentan constantemente al desafío de comprender las reacciones fisiológicas de la vid y su éxito dependerá de la capacidad de determinar cuál técnica aplicar en el viñedo para cumplir con un objetivo pre-establecido.

Las prácticas vitícolas afectan de manera directa a las plantas, constituyendo un evento de estrés dado por la eliminación de un órgano en particular, e indirectamente como consecuencia de la modificación microclimática que determinan (Matus *et al.*, 2009). Entre las técnicas de cultivo más difundidas y aplicadas en el sector vitícola que modifican la relación área foliar/rendimiento, se encuentran el deshojado (Bobeica *et al.*, 2015) y el raleo de racimos (González-Neves y Ferrer, 2008). Ambas técnicas, modifican el microclima de los racimos, mejorando potencialmente la calidad enológica y sanitaria de la uva, aumentando la luminosidad, temperatura y ventilación de la zona de fructificación (Hunter *et al.*, 1991; González-Neves

*et al.*, 2003). Además, se incrementa el metabolismo y la transpiración de aquellas bayas que fueron favorecidas con dichas técnicas, aumentando las fosas de atracción de precursores y síntesis de compuestos primarios y secundarios en la uva (Hunter *et al.*, 2004). Esto contribuye simultáneamente, a mejorar la calidad de la uva y uniformizar la maduración, favoreciendo el desarrollo del color y la disipación de aromas vegetales (Blouin y Guimberteau, 2000). Es importante considerar, el momento (Hunter y Eben, 2002) e intensidad de aplicación de ambas técnicas, siendo un factor clave y determinante de los resultados productivos y enológicos obtenidos.

El deshojado, afecta la capacidad de fuente, promoviendo la actividad fotosintética de las hojas remanentes, por un aumento individual de la radiación solar y una mejora de la ventilación (Hunter y Eben, 2002). Se han reportado trabajos con defoliaciones tempranas (en cuajado), que obtienen reducciones del rendimiento y disminuyen la compacidad de los racimos, que es una característica morfológica directamente asociada al desarrollo de podredumbres causadas por hongos (Poni *et al.*, 2006; Sabbatini y Howell, 2010; Ferrer *et al.*, 2011; Intrigliolo *et al.*, 2014). A su vez, se detectaron asociaciones entre el deshojado y un menor peso de racimo, junto con un menor número de bayas/racimo en cosecha (Sabbatini y Howell, 2010). Esto concuerda con lo reportado por Ollat y Gaudillere (1998), quienes observaron que con una limitación temprana de asimilados, se acortó el primer periodo activo de crecimiento de las bayas y esto retrasó el comienzo de la madurez. Estos autores concluyen que si bien se afecta el tamaño final de la baya, no se reduce el crecimiento potencial ni la capacidad de las mismas para acumular foto-asimilados durante la maduración.



Por otra parte, la relación área foliar/rendimiento afectada con el deshojado, provocó incrementos en la acumulación de azúcares por baya (Baiano *et al.*, 2015) e incrementos en los contenidos de antocianos y fenoles totales en cosecha (Sabbatini y Howell, 2010; Risco *et al.*, 2013; Intrigliolo *et al.*, 2014). Sin embargo, Bobeica *et al.* (2015) han reportado que con una limitación del carbono, provocado por el deshojado, se redujo la acumulación de azúcares y la concentración de antocianos totales, afectando el perfil antociánico. En vinos obtenidos de vides defoliadas tempranamente, se observó un aumento del grado alcohólico e intensidad colorante causado por el tratamiento. Esto sería consecuencia de una mayor disponibilidad de temperatura y luminosidad de la baya durante el periodo de maduración (Tardáguila *et al.*, 2012; Baiano *et al.*, 2015).

El raleo de racimos en enero, es otra técnica que modifica eficientemente el balance fisiológico de la vid, reduciendo el número de fosas, aumentando y mejorando la partición de materia seca, lo que lleva a plantas más equilibradas a largo plazo (Ferrer y González-Neves, 2002). González-Neves *et al.* (2001), mostraron que el raleo de racimos disminuye significativamente la producción de uva, condicionado por el momento fenológico, presentando mayor impacto en enero, por un efecto compensatorio. Pastore *et al.* (2011) consideran que es una técnica eficaz para reducir rendimientos de variedades con alta fertilidad de yemas y/o controlar la producción. Varios autores han establecido valores óptimos de la relación área foliar/rendimiento de 0,8 a 1,2 m<sup>2</sup>/kg, para alcanzar un máximo de sólidos solubles, peso y coloración de la baya en cosecha (Kliwer y Dokoozlian, 2005; Pastore *et al.*, 2011). Esta técnica hace que los contenidos de azúcares y antocianos en uvas, aumenten desde enero a cosecha a un ritmo acelerado, pudiendo adelantar el proceso de madurez, evidenciándose una mayor acumulación de sólidos solubles totales durante la maduración y menor acidez en cosecha (Guidoni *et al.*, 2002; Petrie y

Clingeffer, 2006; Pastore *et al.*, 2011). Además, existe una mejora de la calidad enológica, determinada por mayores contenidos fenólicos e incrementos en las concentraciones de antocianos y taninos en uvas (Ferrer *et al.*, 2008; Pastore *et al.*, 2011). Evaluaciones de vinos, mostraron mayores contenidos de alcohol, polifenoles totales, antocianos, flavanos e intensidades colorantes, con raleos de racimos en enero (González-Neves *et al.*, 2001). El raleo tiene importantes efectos en diversos procesos celulares y vías metabólicas, incluidos el metabolismo de carbohidratos, y la síntesis y transporte de metabolitos secundarios. Datos agronómicos, bioquímicos y de expresión génica integrados, revelan que el impacto positivo del raleo de racimos sobre la composición final de la uva, es reflejo de un resultado más complejo que una simple mejora en el proceso normal de maduración (Pastore *et al.*, 2011).

Considerando la potencialidad enológica de la variedad Tannat en las condiciones de cultivo a nivel nacional y las necesidades del sector vitícola de mantener la diferenciación y tipicidad de sus productos, en un contexto cambiante a nivel climático, es clave seguir enfatizando en estudios fisiológicos que cuantifiquen los efectos de modificar el balance fuente-fosa. La comprensión fisiológica del impacto de las técnicas de cultivo, así como su valorización sobre la respuesta productiva y enológica, es clave para contribuir a su aplicación frente a nuevas tendencias.

El objetivo general del estudio fue, evaluar las respuestas fisiológicas generadas por la modificación de la relación fuente-fosa, consecuencia de las técnicas de deshojado y raleo de racimos, en la variedad Tannat.

En un viñedo de Tannat con tratamientos de deshojado en cuajado y raleo de racimos en enero, se plantean los siguientes objetivos específicos:

- a- Cuantificar el efecto en cosecha de factores productivos (rendimiento, número y peso de racimo, peso de baya), sanidad (incidencia de podredumbres en racimo), indicadores fisiológicos y partición de asimilados.
- b- Cuantificar y evaluar indicadores fisiológicos desde cuajado a cosecha (potencial hídrico, ABA).
- c- Evaluar el efecto de los tratamientos sobre la calidad enológica de la uva, a través de del análisis del metabolismo primario y secundario, durante el período de maduración de la uva.
- d- Cuantificar la variación de factores micro-climáticos a nivel de la canopia por efecto de los tratamientos, analizando su incidencia en la respuesta enológica obtenida.

Hipótesis de investigación:

- a- Las prácticas de deshojado en cuajado y raleo de racimos en enero, logran modificar el balance fuente fosa con las técnicas de cultivo aplicadas.
- b- Esta modificación afecta a los componentes del rendimiento y a la composición de la uva.

Para difusión de los resultados obtenidos en este trabajo se elaborará un artículo científico a publicarse según Normas establecidas por la Revista arbitrada "Agrociencia Uruguay". La misma es editada en conjunto por la Facultad de Agronomía de la Universidad de la República y el Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, Uruguay.

## **2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **2.1. ASPECTOS GENERALES DEL ENSAYO**

El trabajo a campo se realizó en un viñedo comercial, ubicado en la localidad de Punta Yegua (Lat 34° 53' S, Long 56° 19' W) Montevideo, durante las vendimias 2011-12 y 2012-13. Para ello se trabajó con plantas de la variedad Tannat sobre porta injerto 3309C, conducidas en espaldera, con poda Guyot doble (16 yemas/planta) y una orientación de las filas N-S. La parcela experimental, tenía un marco de plantación 2,5 m x 1,0 m, con 4 alambres en la estructura, con el primer alambre a 0,85 m y el último a 1,81 m.

Los tratamientos aplicados fueron: a)- Deshojado manual y bilateral en cuajado (D), estado fenológico N° 31 E-L (Coombe, 1995); eliminando de 3-4 hojas hasta el primer racimo; incluyendo feminelas. b)- Raleo de racimos en envero (R), con una intensidad del 50 % respecto al testigo (T), estado fenológico N° 35 E-L (Coombe, 1995). c)- Deshojado en cuajado junto con Raleo en envero (D+R). d)- Testigo (T) sin intervenciones. El diseño experimental consistió en Bloques completos al azar, con 5 repeticiones y la unidad experimental fue de 7 plantas/tratamiento.

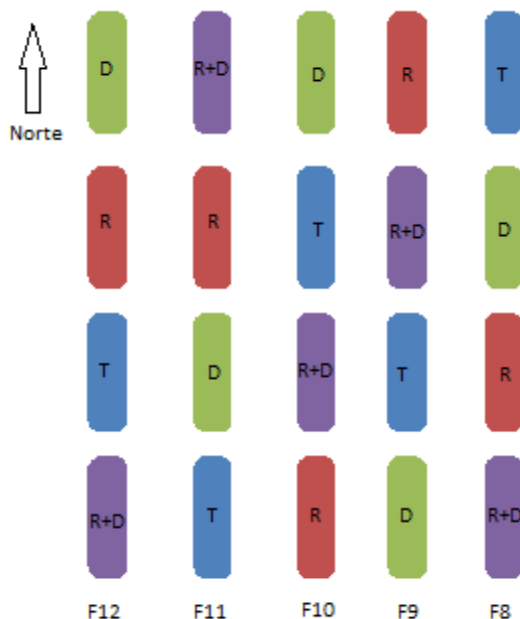


Figura N° 3. Distribución del diseño experimental a campo.  
Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero, R+D- Raleo y deshojado.

Al momento de la instalación del ensayo, se evitaron plantas de la cabecera, para minimizar interpretaciones erróneas de los tratamientos. La vendimia 2011-12, se consideró como año de experimento para el ajuste de diversas técnicas de muestreo, corrigiéndose en el segundo año de ensayo (vendimia 2012-13) y adicionándose los análisis de laboratorio. En el manejo general del viñedo, se dejaron las feminelas, para evaluar su efecto en respuesta a los tratamientos. Todos los tratamientos fueron sometidos a desbrote en el estado fenológico N° 17 E-L (Coombe, 1995), dejando un pámpano/yema.

## 2.2. CARACTERIZACIÓN CLIMÁTICA DEL ESTUDIO

### 2.2.1. Registros macro-climáticos de la localidad

La caracterización climática de la zona se realizó en base a los datos relevados por la Estación meteorológica del Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria (INIA Las Brujas, Lat 34° 40', Long 56° 20'), situada en el sur de Canelones (Uruguay), conforme a las normas de la OMM<sup>1</sup>. Se analizaron las variables: Temperatura, Evapotranspiración (ETP) y precipitaciones (PP) en dos períodos. El primero, desde 1972-2010 establecido para caracterizar la serie histórica y el segundo, desde el 2011-2013, para caracterizar los años del estudio. En ambos periodos, se calcularon los Índices Bioclimáticos propuestos por Tonietto y Carbonneau (2004) y adaptados por Ferrer et al. (2007), utilizando la siguiente fórmula:

$$\text{Índice Heliotérmico de Huglin (IH) (Huglin y Schneider, 1998)} = \sum \{ (T_{\text{Med}} - 10 + (T_{\text{Max}} - 10)) / 2 * k$$

Dónde: T Med= temperatura media del aire (°C), T Max= temperatura máxima del aire (°C), k = coeficiente largo del día. Período contemplado para el cálculo, desde el 1 setiembre al 28 febrero de cada año, considerando el ciclo productivo del cultivo.

Índice de Frescor de Noches (IF) (Tonietto, 1999)= Temperatura mínima del aire del mes precedente a la cosecha (febrero H).

En base a los valores obtenidos se puede hacer una estimación del clima vitícola, según la clasificación propuesta por Tonietto y Carbonneau (2004), Tabla N° 1.

---

<sup>1</sup> Organización Meteorológica Mundial.

Tabla N° 1. Índices bioclimáticos adaptados a la vid, ecuaciones de cálculo y categorías de clasificación.

ÍNDICE	CLASE DE CLIMA VITÍCOLA	SIGLA	INTERVALO DE CLASE
Índice Heliotérmico IH	Muy cálido	IH +3	> 3000
	Cálido	IH +2	> 2400 ≤ 3000
	Templado cálido	IH +1	> 2100 ≤ 2400
	Templado	IH -1	> 1800 ≤ 2100
	Fresco	IH -2	> 1500 ≤ 1800
	Muy fresco	IH -3	≤ 1500
Índice de Frescura de Noches IF (°C)	De noches muy frescas	IF +2	≤ 12
	De noches frescas	IF +1	> 12 ≤ 14
	De noches templadas	IF -1	> 14 ≤ 18
	De noches cálidas	IF -2	> 18

Fuente: Tonietto y Carbonneau (2004).

### **2.2.2. Registros micro-climáticos de la canopia**

La cuantificación de los factores micro-climáticos a nivel de la canopia (Temperatura y Luz), se realizó diariamente y con una frecuencia horaria/tratamiento, desde floración hasta cosecha, Estados N° 19 a 38 E-L (Coombe, 1995). Se utilizaron registradores (HOBO, Pendant Temperature/Light 8K Data Logger, UA-002-08), ubicados en el alambre de poda, asegurando su horizontalidad, para que sean representativos de las condiciones micro-climáticas de los racimos.

## **2.3. EVALUACIONES A NIVEL DE PLANTA**

### **2.3.1. Estimación del crecimiento vegetativo**

#### **2.3.1.1. Estado hídrico de las plantas**

Se determinó del potencial hídrico foliar de base, con la técnica de la cámara de presión de Scholander *et al.* (1965) medido antes del amanecer ( $\Psi_{hfb}$ ), cuando las plantas se encontraban en equilibrio hídrico. Las medidas se realizaron durante del ciclo vegetativo-reproductivo 2012-13, sobre 10 hojas por parcela (10 E y 10 W) en los estados fenológicos de floración (Nº 17 E-L), cierre de racimo (Nº 32 E-L) y en tres fechas durante la maduración (Nº 36, 37 y 38 E-L) (Coombe, 1995).

A su vez en el año 2012, se midió el potencial hídrico durante el día, utilizando la técnica de la cámara de presión de Scholander *et al.* (1965), esta medición difiere con el  $\Psi_{hfb}$  en el estado de los estomas. El potencial durante el día involucra hojas cuya transpiración está regulada por la apertura y cierre de estomas, y por lo tanto provee información de la planta en plena actividad (implicada en transpiración, fotosíntesis, etc). Esta medición se realizó el 13/2/2012 (99 días desde la floración, DDF), en los tratamientos T y D, extrayéndose 3 hojas de cada orientación de la espaldera, lado E y W, con una frecuencia horaria de 3 h, durante las 2:00 hasta las 23:00. Para la interpretación de los datos se consideró la clasificación propuesta por Ojeda *et al.* (2008).



Tabla N° 2. Características de la restricción hídrica.

Potencial hídrico foliar ( $\psi_{hfb}$ )	Nivel de restricción en planta
0 a -2 bares	Nula a muy leve
-2 a -4 bares	Media y progresiva
-4 a -6 bares	Media a fuerte y progresiva
> a -6 bares	Fuerte a muy fuerte

Fuente: Ojeda *et al.* (2008).

### 2.3.1.2. Superficie foliar expuesta potencial (SFEp)

Esta variable permite caracterizar la canopia y se calcula sobre la base de parámetros morfológicos de la vegetación, y se estima para una situación dada. En este caso, se realizaron las mediciones en 5 centros representativos de cada bloque/tratamiento, al comienzo del envero (N° 35 E-L) (Coombe, 1995) que es el momento en el que se establece la mayor superficie foliar. En el momento de cosecha tecnológica, se midió el rendimiento por planta sobre 35 plantas individuales. Luego, con los valores de rendimiento y SFEp se calculó la relación fuente-fosa por planta, para evaluar el equilibrio de las plantas. Los valores se calcularon empleando la fórmula propuesta por Carbonneau (1995), en base a las mediciones en plantas (Fig. 4):

$$SFEp (m^2/ha) = (10.000/E)*(1-T/D)* S \text{ inicial}$$

Donde: E= distancia entre filas, T= espacios en el follaje, D= distancia entre plantas, S inicial= perímetro exterior expuesto.

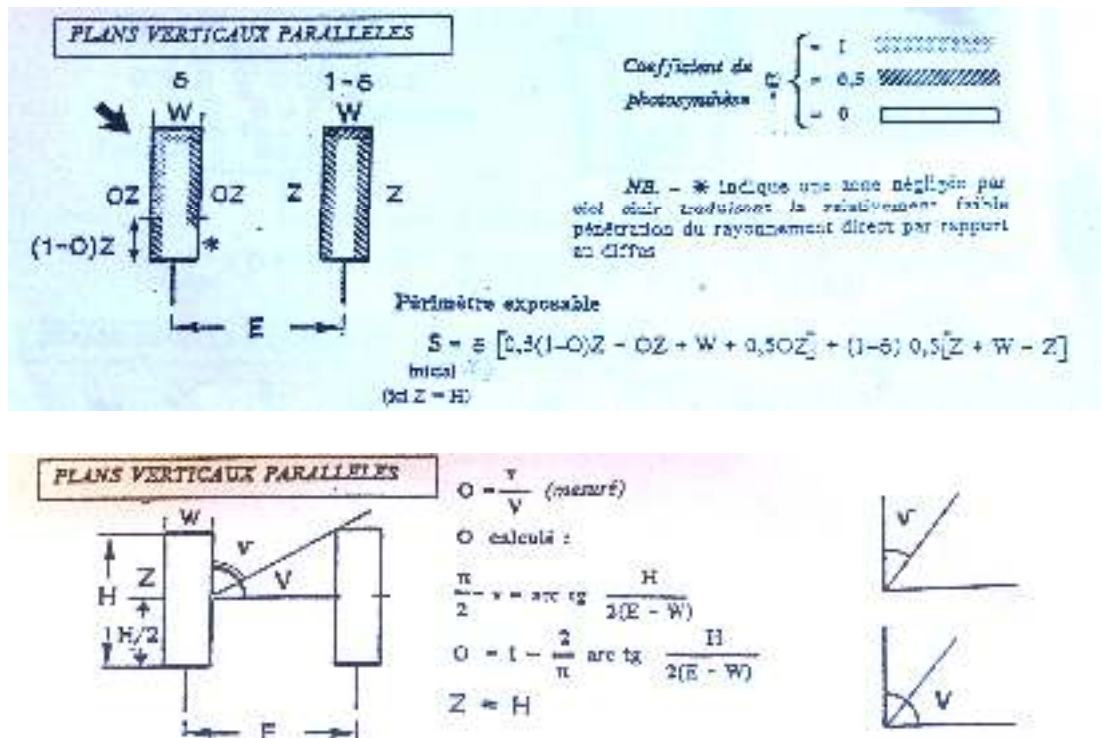


Figura N° 4. Cálculo de SFEp (Carbonneau, 1995).

### 2.3.1.3. Seguimiento en longitud de pámpanos y feminelas

Durante el ciclo vegeto productivo del año 2013, se realizaron mediciones del crecimiento en longitud (cm) de pámpanos y feminelas, para todos los tratamientos, durante el periodo que va desde los 6 días después de la floración (DDF) hasta los 105 DDF. Las mediciones se realizaron sobre un total de 10 pámpanos/tratamiento, en los siguientes momentos: 6 DDF, 14 DDF, 72 DDF y 106 DDF.

### 2.3.1.4. Peso de poda e Índice Ravaz (IR)

El peso de poda se determinó en la época de reposo invernal posterior a la vendimia evaluada, registrándose individualmente el peso del material

extraído con una balanza digital (Ohaus, EB series, USA). Posteriormente se relacionó este valor con la producción de la planta, a través del Índice de Ravaz (Champagnol, 1984) empleando la siguiente fórmula:

$$IR = \text{Kg de uva} / \text{Kg de poda}$$

El IR es un cociente que permite evaluar el equilibrio fisiológico de las plantas, relacionando la expresión vegetativa a través del peso de poda y la producción de un viñedo.

#### **2.3.1.5. Cuantificación de pigmentos fotosintéticos a nivel de hojas**

Los pigmentos se determinaron según lo propuesto por Wellburn (1994), utilizándose 1mL de macerado de hojas, diluidas con cloroformo en una proporción (3:1). Se leyeron los contenidos de clorofilas a dos longitudes de onda: 665,6 nm (clorofila a) y 647,6 nm (clorofila b), utilizando espectrofotómetro (Único, S-2150UVE, USA). Para calcular la concentración de los pigmentos se aplicaron las siguientes fórmulas, corrigiéndose por el factor de dilución utilizado.

$$\begin{aligned} \text{Clorofila a (ca)} &= 11,47 \times (\text{Abs}_{665,6}) - 2 \times (\text{Abs}_{647,6}) \\ \text{Clorofila b (cb)} &= 21,85 \times (\text{Abs}_{647,6}) - 4,53 \times (\text{Abs}_{665,6}) \end{aligned}$$

Para esta evaluación se consideraron 3 hojas tomadas al azar por tratamiento y para dos fechas (17/2/12 y el 1/3/12) y a dos niveles en la canopia, Nivel 1 (4<sup>to</sup> nudo, a la altura del 2<sup>do</sup> alambre) y Nivel 2 (3<sup>er</sup> alambre de la espaldera). Esta medición se realizó durante el ciclo productivo del año 2012.

## **2.3.2. Evaluación del rendimiento**

### **2.3.2.1. Peso de cosecha y estado sanitario**

Para evaluar el efecto de los tratamientos sobre el rendimiento y el estado sanitario de la uva en cosecha, se registraron los kg de uva/planta/tratamiento, diferenciando peso sano del peso con podredumbres, identificando el N° de racimos sanos y con podredumbres junto con su correspondiente peso mediante una balanza digital (Ohaus, EB series, USA).

### **2.3.2.2. Producción anual de materia seca (MS) por estructura**

Para el cálculo de MS se extrajeron 5 pámpanos por tratamiento en cosecha, registrándose el peso fresco de cada órgano por separado (pámpano, hojas y racimo), con Balanza digital (Ohaus, Scout Pro, USA). Para determinar el peso seco se colocaron en estufa a 105 °C hasta obtener peso constante (aprox. luego de una semana). Se registró el peso final de cada estructura, expresado en % sobre el peso total.

## **2.4. EVALUACIONES A NIVEL DE BAYAS, DURANTE LA MADURACIÓN Y COSECHA**

### **2.4.1. Composición de la uva**

Para evaluar los efectos de los tratamientos sobre el metabolismo primario durante la maduración y cosecha, se realizaron 2 muestreos semanales/tratamiento de 250 bayas (a partir de 80 % de envero) tomadas

según el método propuesto por Carbonneau (1995). Los análisis de rutina para definir cosecha, se realizaron sobre muestras de bayas en fresco, por duplicado y determinándose, según protocolo OIV<sup>2</sup> (1990): a)- Sólidos solubles por refractometría, (Atago, MASTER- T, Japón). b)- pH, por potenciometría (Hanna pH/ORP, HI 2211, USA). c)- Acidez total, por titulación (Bureta Mohr AS Llave PTFE b/Schellbach).

\* Los sólidos solubles, expresados en °Brix, aparecen también expresados como contenido de azúcares del mosto. Para ello, se utilizó la convención usual en Uruguay, que establece que se consumen 18 g de azúcares/L de mosto para obtener 1° alcohólico.

#### **2.4.2. Crecimiento de la baya**

El seguimiento del calibre de bayas por tratamiento se realizó sobre una muestra compuesta de 100 bayas, desde 50 % de envero hasta cosecha, con muestreos semanales para los años 2012 (desde 91 a 120 DDF) y 2013 (desde 77 a 105 DDF). En esa muestra se determinaron los calibres y pesos de baya/tratamiento, utilizándose un bastidor diferenciado por calibre (mm) y para evaluar pesos se utilizó una Balanza digital (Ohaus, Scout Pro, USA).

---

<sup>2</sup> Organización Internacional de la Vidia y el Vino.

### **2.4.3. Contenido de carbohidratos y ácido abscísico (ABA)**

#### **2.4.3.1. Muestreo de bayas para determinación de carbohidratos y ácido abscísico**

Para determinar la acumulación de carbohidratos (glucosa y fructosa) y la evolución del ácido abscísico durante la maduración de las bayas, las muestras se acondicionaron previamente para su posterior análisis en laboratorio, con la siguiente secuencia:

Muestreos quincenales de 40 bayas/tratamiento desde cierre de racimo y hasta cosecha, recogidas al azar en diferentes grupos por réplica de cada tratamiento. Estas muestras se congelaron inmediatamente con nitrógeno líquido y se almacenaron en freezer  $-86^{\circ}\text{C}$ , (Labotec, M 218, China) hasta su liofilización. El proceso de liofilizado se realizó en un liofilizador (Labotec, LGJ-12, China) y tuvo una duración de 10-15 días en promedio, condicionado por el contenido de azúcares de las bayas (Fig. 5). Los análisis para determinar los contenidos de carbohidratos (glucosa y fructosa) y el ácido abscísico en bayas liofilizadas se efectuaron en el Laboratorio de Fisiología Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas (Universidad de Chile, Santiago, Chile).



Figura N° 5. A- Acondicionamiento de las muestras a campo, utilizando nitrógeno líquido para su posterior conservación en freezer a  $-86^{\circ}\text{C}$ , hasta el momento del liofilizado. B- Liofilizador, procesando muestras.

#### **2.4.3.2. Determinación del contenido de glucosa, fructosa a partir de bayas liofilizadas**

Para la extracción las bayas liofilizadas se molieron con mortero en nitrógeno líquido (Fig. 6) y se colocaron en tubos de micro-centrífuga (Eppendorf, 3810 X, USA), registrándose el peso (g) de cada muestra. Las muestras se diluyeron con agua ultrapura y acetonitrilo según la madurez de la muestra. Para aquellas muestras colectadas previo a envero la proporción fue: 500µL extracto + 500µL acetonitrilo y para aquellas muestras post-envero: 100µL extracto+ 400µL H<sub>2</sub>O ultrapura + 500µL acetonitrilo. Los extractos se centrifugaron y los sobrenadantes se utilizaron para determinar las concentraciones de fructosa y glucosa por cromatografía líquida de alta eficacia (HPLC). Las determinaciones se realizaron por duplicado.

Para la determinación se utilizaron 20 µL de extracto que se inyectaron en un cromatógrafo líquido de rendimiento ultra-alto (Sistema LC Agilent 1290 Infinity, Germany) provisto de una bomba cuaternaria (Agilent 1260 Infinity, G1311B, Germany), sistema de inyección automático (Agilent Serie 1200, G1329B, Germany), compartimento de columna termostatzado (Agilent 1260 Infinity, G1316A, Germany) y detector de índice de refracción (Agilent 1100, G1362A, Germany). Para la separación se utilizó una columna (Agilent Zorbax) Carbohidratos (4,6 mm x 150 mm x 5 µm) con un cartucho pre-columna (Zorbax) NH<sub>2</sub> (4,6 mm x 12,5 mm x 5 µm). La condición de elución fue isocrática utilizando como fase móvil acetonitrilo: agua (78:22), a un flujo de 1,5 mL min<sup>-1</sup>, manteniendo una temperatura de columna de 35 °C y detector de 45 °C. Para la cuantificación se realizó una curva de calibración empleando como estándares a la D - (+) glucosa (Cod. 49139, Sigma- Aldrich, USA), D - (-) fructosa (Cod. 47739, Sigma- Aldrich, USA).



Figura Nº 6. Acondicionamiento en laboratorio de las muestras previo a la medición por cromatografía líquida.

#### **2.4.3.3. Determinación de la concentración de ácido abscísico (ABA) a partir de bayas liofilizadas**

Para la extracción, las bayas liofilizadas se molieron con un mortero en nitrógeno líquido, se colocaron en micro tubos (Eppendorf microtubes 3810X, Z606340 SIGMA, USA), registrándose el peso (g) de cada muestra. Las muestras se hidrataron nuevamente agregando agua ultrapura según grado de madurez de la muestra donde, para aquellas colectadas previo a envero se agregó 1000 $\mu$ L H<sub>2</sub>O + 100  $\mu$ L extracto y para aquellas muestras colectadas post-envero se agregó 1000 $\mu$ L H<sub>2</sub>O+ 50  $\mu$ L extracto.

Posteriormente las muestras se agitaron en agitador durante 1 h y se conservaron en heladera a 18 °C durante 15 h. Pasado ese tiempo, los extractos se centrifugaron y se trabajo desechando los sobrenadantes.

La determinación del S-(cis)-ABA se realizó mediante un análisis ELISA competitivo indirecto (Walker-Simmons, 1987), basado en un



anticuerpo monoclonal (DBPA1) generado contra S-(cis)-ABA (Vernieri *et al.*, 1989). Las bayas sin semillas se molieron hasta un polvo fino en nitrógeno líquido, luego se pesaron 1,2 g de tejido que se extrajeron inmediatamente en agua destilada (1:10 w/v) durante la noche a 4 °C en la oscuridad. Las placas se recubrieron con 0,2 mL por pocillo de albúmina bovina de suero (BSA) conjugada con ABA (ABA-40-BSA) y se incubaron durante la noche a 4 °C, después se lavó tres veces con solución salina tamponada con fosfato 10 mM (PBS-Tween) a pH 7,0, con 1 g L1 BSA y 1 % de Tween-20. La tercera solución de lavado se mantuvo durante 30 min a 37 °C. A continuación se agregó una solución estándar de 0,1 mL de ABA (Cod. A1049, Sigma- Aldrich, USA) o de la muestra, posteriormente se adicionó, por pocillo, 0,1 mL de solución de DBPA1 (medio de cultivo celular liofilizada diluída en tampón PBS-Tween, en una concentración final de 50 mg mL<sup>-1</sup>), y se permitió la competencia a 37 °C durante 30 min. Después las placas se lavaron de nuevo como se describió anteriormente y luego se adicionó a cada pocillo 0,2 ml de IgG anti-ratón (molécula completa) conjugada a fosfatasa alcalina (Cod. A4312, Sigma- Aldrich, USA) en tampón PBS-Tween. En una dilución final 1/2000 y se incubó durante 30 min a 37 °C. Las placas se lavaron de nuevo con PBS-Tween, se añadió 2 mL por pocillo de p-nitrofenil fosfato (Cod. N2770, Sigma- Aldrich, USA) y se incubaron durante 30 min a 37 °C. Las lecturas de absorbancia a 405 nm se obtuvieron usando un espectrofotómetro lector de microplacas (Epoch, BioTek Winooski, USA). Todos los análisis se realizaron con cinco repeticiones biológicas y cuatro replicas técnicas (Fig. 7).



Figura N° 7. Espectrofotómetro lector de micro placas utilizado para determinaciones de ácido abscísico en bayas.

#### **2.4.4. Potencial polifenólico**

En el año 2012 se determinó el contenido polifenólico en cosecha sobre muestreos por duplicado de 250 bayas congeladas en freezer a  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Panavox, FH-150, China). En el año 2013 los análisis se realizaron a partir de muestreos de bayas liofilizadas. Todos los análisis se hicieron por duplicado y utilizado espectrofotómetro (Único, S-2150UVE, USA), determinándose: a)- Índice de Polifenoles totales (IPT Abs- 280nm). b)- Antocianos totales a pH 1. c)- Antocianos extraíbles a pH 3,2.

El contenido polifenólico se determino en muestras de 250 bayas, con dos mecanismos de conservación según el año de muestreo; bayas congeladas en el 2012 y bayas liofilizadas en el 2013. Se utilizo una adaptación de la metodología de Glories y Augustin (1993), modificada por González-Neves *et al.* (2004). En el caso de los muestreos de bayas liofilizadas, la restitución previa al análisis de la muestra se realizó con solución pH 3,2.

## 2.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para el análisis estadístico se emplearon los modelos que se describen a continuación (Steel RGD & Torrie JH, 1980; Montgomery DC, 2011):

$$\text{Modelo } Y = \mu + b + \tau + e$$

Donde  $\mu$  es la media,  $b$  es el efecto de bloques,  $\tau$  es el efecto de los tratamientos y  $e$  es el error experimental.

$$\text{Modelo } Y = \mu + b + \tau + t + \tau*t + e$$

Donde, en adición a los efectos que integran el modelo anterior se incluye un efecto  $t$  para el tiempo y un término  $\tau*t$  para la interacción tratamiento por tiempo.

Los resultados se analizaron utilizando el paquete estadístico Infostat® 2013 y SAS ® 2010. Los datos fueron sometidos a un análisis de varianza (ANAVA) entre años. Cuando se encontraron diferencias significativas, las medias se compararon por el Test de Tukey, con un nivel de significancia de  $\alpha = 0,05$ . Se realizó además un ANAVA dentro de cada año de estudio y las medias se compararon por el Test de Tukey ( $\alpha = 0,05$ ).

### **3. RESULTADOS**

#### **3.1. CARACTERIZACIÓN CLIMÁTICA**

##### **3.1.1. Serie histórica de la zona en estudio**

En la componente térmica del clima para los años 1972-2010, se visualiza que la temperatura máxima se registra en el mes de enero con valores entre 29 °C diurnos y 17 °C nocturnos, mientras que el mes que registra la temperatura mínima es julio, con valores diurnos de 15 °C y 6 °C nocturnos (Fig. 8). El régimen de precipitaciones tiene una distribución de lluvias uniforme a lo largo del año, con valores de 984 mm acumulados anualmente. La evapotranspiración potencial de Penman (ETP), muestra que el registro de máxima demanda atmosférica ocurre durante el mes de enero y el mínimo en junio, con un total anual de 1.122 mm. El análisis de las precipitaciones y la ETP muestra que en el período octubre a marzo se presenta un déficit hídrico (-293 mm), acentuado en diciembre (-105 mm) y enero (-88 mm). Este período de déficit hídrico evidenciado en la serie, coincide con el ciclo vegetativo y productivo de la vid, determinando la velocidad de las diferentes etapas fenológicas. Los meses de mayor demanda, se corresponden a estados fenológicos claves para la vid; diciembre en los estados N° 29 a 33 E-L (Coombe, 1995), incluyendo el desarrollo de la baya, y enero en N° 34-36 E-L (Coombe, 1995), inicio de maduración (Fig. 8).

Los índices bioclimáticos calculados para la serie (1972-2010), en la misma localidad y para el período de crecimiento establecido entre el 1° de setiembre al 28 de febrero, mostraron los siguientes valores: Índice Helio-térmico (IH) de 2.186 e Índice de frescor nocturno (IF) de 16,8 °C. En base a estos valores y según la clasificación propuesta por Ferrer *et al.* (2007), se

puede caracterizar a la zona de estudio como presentando un clima vitícola de templado – cálido (IH<sub>4</sub>), con noches templadas (IF<sub>2</sub>).

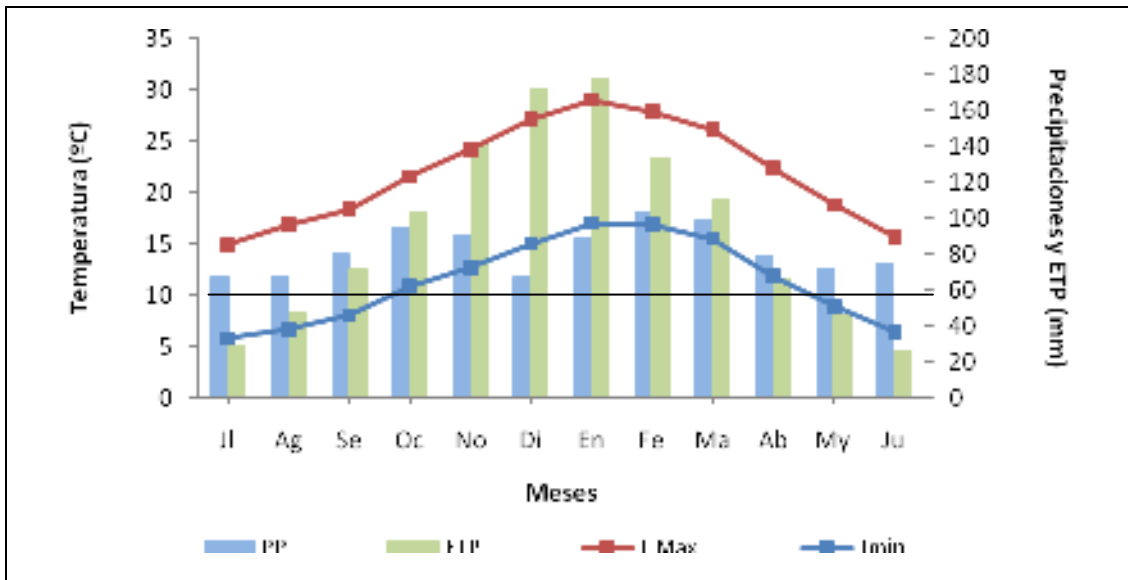


Figura N° 8. Caracterización climática de zona “Las Brujas”- Canelones (1972-2010). (Elaborado a partir de la Fuente: [www.inia.org.uy/gras](http://www.inia.org.uy/gras)). Referencias: PP- Precipitaciones, ETP- Evapotranspiración de Penman, T Max. - Temperatura máxima, T min. - Temperatura mínima.

### 3.1.2. Climograma en los años del estudio

En los años 2012 y 2013, las temperaturas máximas diurnas se registraron en el mes de enero, con valores de 30 °C y 29 °C respectivamente. Por otra parte, las temperaturas máximas nocturnas registradas, en relación a la serie histórica ocurrieron en el mes de febrero en el año 2012 y en el mes de diciembre en el 2013. Las precipitaciones anuales acumuladas, registradas durante el 2012 mostraron un descenso del 6 % respecto a la serie histórica (925 mm) y en el 2013 un aumento de 15 % (1.134 mm). Las precipitaciones acumuladas durante el período considerado en los índices bioclimáticos (desde el 1° de setiembre al 28 de febrero), registraron 440 mm para el 2012 (con un máximo de 110 mm en febrero y mínima de 21 mm en setiembre) y 623 mm para 2013 (con un máximo de 160 mm en diciembre y mínima de 50 mm en enero). La ETP en los años del estudio presento un mayor déficit respecto a la serie histórica, de -421 mm

para el 2012 durante los meses de setiembre a febrero, acentuado en enero (-141mm). En el 2013, el déficit hídrico se registró durante los meses de noviembre a marzo, con faltas de -349 mm, acentuado en enero con un valor de -143 mm (Fig. 9).

Los índices bioclimáticos para los años de estudio, mostraron valores por encima de la serie histórica (IH= 2.186). El IH, con un valor de 2.342 en el 2012 y un valor de 2.390 en el 2013, indicando que el tipo climático (IH<sub>4</sub>) sigue siendo templado a cálido. El IF, registró valores menores respecto a la serie histórica (IF= 16,8 °C), con 13,8 °C en 2012, perteneciendo a la categoría IF<sub>3</sub>, que se caracteriza por noches frescas. En el 2013, el valor de IF fue de 16,2 °C, cuya categoría es de IF<sub>2</sub>, con noches templadas, al igual que la serie y según la clasificación de Ferrer *et al.* (2007).

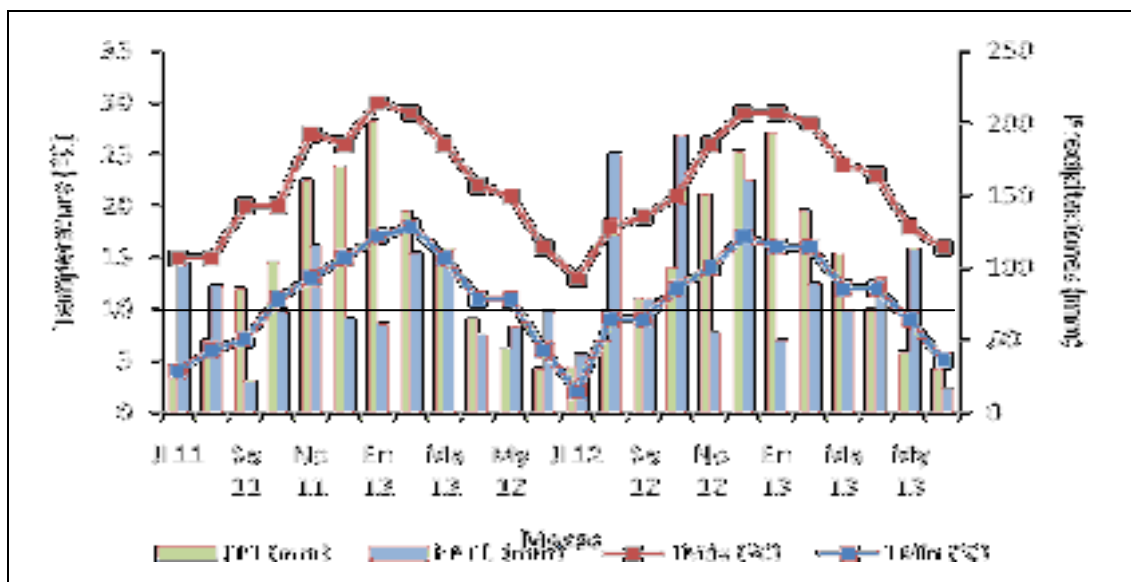


Figura Nº 9. Registro climático 2012-13 (Fuente: [www.inia.org.uy/gras](http://www.inia.org.uy/gras)). Referencias: PP- Precipitaciones, ETP- Evapotranspiración de Penman, T. Max.- Temperatura máxima, T. min.- Temperatura mínima.

### **3.1.3. Registros micro-climáticos de la planta**

#### **3.1.3.1. Temperatura de la canopia**

Los registros de temperatura de canopia se midieron durante el ciclo vegetativo y productivo en los años del estudio, a partir de los cuales se pueden realizar diferentes análisis según los propósitos buscados. En la evaluación del efecto año, se analizaron los registros de temperatura sin considerar los tratamientos, determinándose que no hubo diferencia significativa entre años ( $p= 0,09$ ;  $MDS= 0,46$ ). Al evaluar el efecto tratamiento durante todo el ciclo y en cada año independiente, las temperaturas de canopia promedio mostraron diferencias entre los tratamientos para el año 2012 ( $p= 0,0001$ ;  $MDS= 1,2$ ). El tratamiento R+D fue el que presentó los mayores valores con  $26\text{ }^{\circ}\text{C}$  seguido por R con  $24\text{ }^{\circ}\text{C}$ , el T con  $24\text{ }^{\circ}\text{C}$  y D con  $23\text{ }^{\circ}\text{C}$ . En el año 2013, no hubo diferencia de temperatura de canopia promedio entre tratamientos ( $p= 0,05$  y  $MDS= 1,2$ ).

Al acotar el análisis y considerar solamente el período de maduración en el año 2012, comprendido desde el 12/1 al 13/2, los resultados obtenidos en cuanto a temperatura dieron diferencias entre tratamientos ( $p= 0,09$ ;  $MDS= 1,3$ ); siendo el R+D de  $26\text{ }^{\circ}\text{C}$ , el T junto con el D de  $25\text{ }^{\circ}\text{C}$  y R con  $24\text{ }^{\circ}\text{C}$ . Durante el período de maduración analizado para 2013 comprendido desde el 17/1 al 21/2, no se evidencio diferencias significativas entre los registros de temperatura por tratamiento ( $p= 0,27$ ;  $MDS= 1,48$ ).

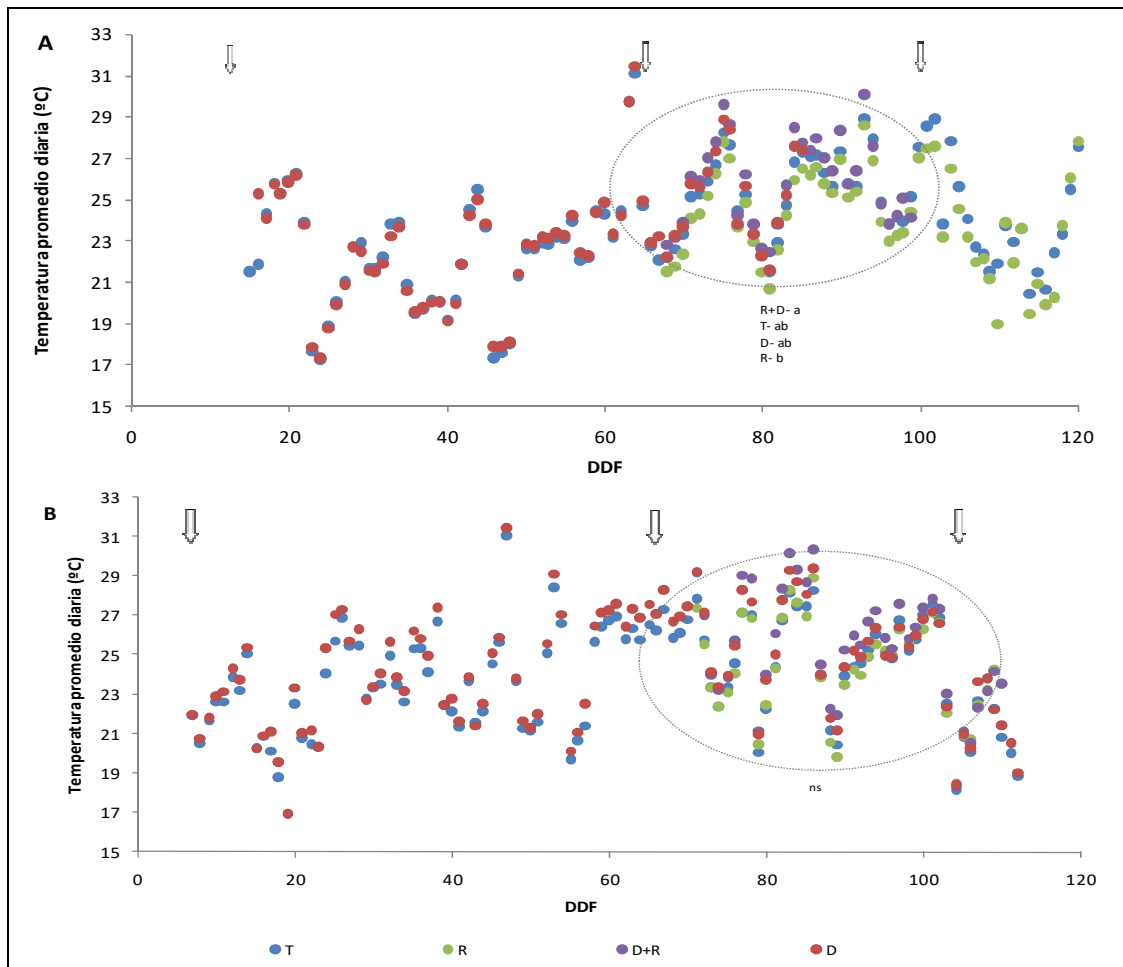


Figura N° 10. Registro de temperatura promedio diaria en canopia. A- Año 2012, B- Año 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero y deshojado en cuajado. Flechas indican intervenciones: 1<sup>er</sup> Flecha- Realización del Deshojado, 2<sup>da</sup> flecha- Realización de raleo, 3<sup>era</sup> flecha- Cosecha. DDF- Días Desde Floración.

### 3.1.3.2. Luminosidad de la canopia

El análisis confirma que hubo un efecto año en cuanto a los registros de luminosidad de canopia promedio considerando todo el ciclo productivo. El año 2012 presentó mayores registros respecto al 2013 ( $p=0,0009$ ;  $MDS=48$ ), obteniéndose los siguientes valores:  $465 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (A) en comparación a  $383 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (B).

Al analizar los registros de luminosidad en cada año del estudio y considerando todo el ciclo productivo se detectaron diferencias entre



tratamientos para el 2012 ( $p < 0,0001$ ,  $MDS = 135 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). Se obtuvieron los siguientes valores en términos promedio: el tratamiento D con  $626 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , el R+D con  $536 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , T con  $460 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  y el R con  $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . En el año 2013, hubo diferencias significativas entre tratamientos en los registros de luminosidad ( $p < 0,0001$ ,  $MDS = 87$ ). Los registros promedio obtenidos fueron los siguientes: en el R+D de  $544 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , el D con  $469 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , T con  $304 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  y R con  $206 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

Al considerar la luminosidad durante el período de maduración del año 2012, desde el 12/1 al 13/2, existió diferencia significativa entre los tratamientos ( $p < 0,0001$ ;  $MDS = 230$ ). El D fue el que presentó mayor luminosidad con  $653 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , R+D con  $550 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , T con  $345 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  y el R con  $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Expresado en términos representativos esto significó que el D presentó 4,4, el R+D 3,7 y el T 2,3 veces mayor luminosidad que el tratamiento R, quien presentó los menores registros. En el período de maduración del año 2013, comprendido desde el 17/1 al 21/2, los registros de luminosidad presentaron diferencias entre los tratamientos ( $p < 0,0001$ ;  $MDS = 79,5$ ). El R+D fue el tratamiento con mayores registros de luz con  $605 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , seguido por el T con  $343 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , D con  $320 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  y el R con  $229 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Expresado en términos representativos esto significó que el R+D presentó 2,6, el T 1,5 y el D 1,4 veces mayor luminosidad que el tratamiento R, quien mostró los menores registros (Fig. 11).

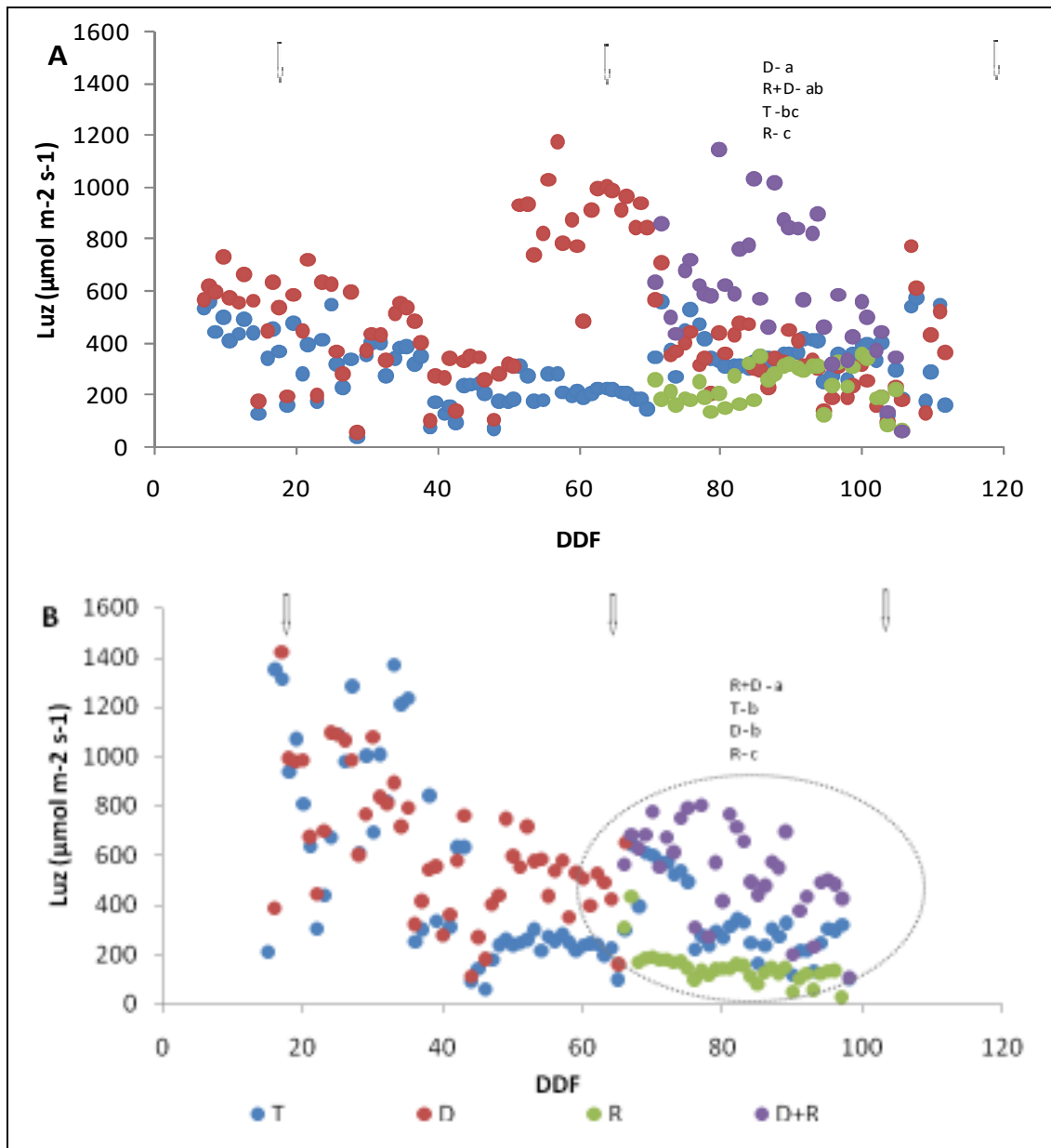


Figura N° 11. Registro de luminosidad promedio a nivel de canopia. A- Año 2012. B- Año 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. Flechas indican intervenciones: 1<sup>er</sup> Flecha- Realización del Deshojado, 2<sup>da</sup> flecha- Realización de raleo, 3<sup>era</sup> flecha- Cosecha. DDF- Días Desde Floración.

La Tabla 3 muestra las diferencias absolutas entre variables registradas a nivel de canopia y variables fisiológicas medidas en planta ( $\Psi_{hfb}$ ), para dos momentos fenológicos en cada año del estudio. En el año 2013, se agregaron además variables fisiológicas como el ABA medidas en bayas para los dos momentos fenológicos mencionados.

En el 2012 se destaca que la amplitud térmica entre los tratamientos es mayor en la primera fecha fenológica evaluada (75 DDF) con diferencias que oscilan entre 30 °C para el D, seguido por el R+D con 25 °C, el T con 24 °C y el R con 14 °C, entre máximas y mínimas respectivamente. Los registros de luminosidad mostraron gran variabilidad, siendo el T el que presentó el mayor registro, representando 1,3 veces mayor al R+D y 10 veces mayor al R; sin contar con los datos del D para esta variable. Para este momento fenológico todos los tratamientos mostraron un déficit hídrico foliar de base cercanos a -6,0 bares, catalogado según Deloire *et al.* (2006) y Ojeda *et al.* (2008) como una restricción hídrica de media a fuerte y progresiva; a excepción del T que mostró una restricción catalogada como fuerte a muy fuerte (-6,6 bares). A los 90 DDF, las amplitudes térmicas fueron menores a la primera fecha, con rangos de 19 °C para el D, 16 °C para el R+D, 12 °C el T y 11 °C para el R; presentándose los tratamientos con D con mayor exposición a estrés térmico ( $T > 35$  °). Los déficits hídricos mantuvieron el mismo nivel de restricción de medio a fuerte y progresivo mencionado anteriormente. Las condiciones de luminosidad máximas fueron mayores para el tratamiento R+D, representando 2 veces los registros del T y 9 veces respecto al R.

En el año 2013 la amplitud térmica de los tratamientos fue menor que en el 2012, caracterizándose por no presentar máximas tan extremas. Los mayores rangos aparecen en el R+D con 23 °C, seguido por el D con 18 °C y el R y T con 13-14 °C respectivamente; siendo el tratamiento R+D el que manifestó mayor exposición a condiciones de estrés térmico ( $T > 35$  °C) en los dos momentos fenológicos. Los registros de luminosidad máxima fueron mayores en el T y R+D a los 76 DDF y en el 90 DDF predominaron los tratamientos con D; representando de 2 a 5 veces más luminosidad respecto al T. El tratamiento R+D fue el que presentó mayor exposición a condiciones de estrés lumínico y térmico ( $H$  con  $L > 600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  y  $T > 35$  °C) en los

dos momentos evaluados. Las variables fisiológicas medidas en plantas mostraron que a los 75 DDF, o sea a inicios del envero, el nivel de restricción hídrica fue catalogado como nulo o muy leve, asociado a bajos valores de ABA medidos en bayas. A los 90 DDF el déficit hídrico fue de restricción media y progresiva, con los máximos valores de restricción en el T. Para esta fecha los contenidos de ABA se incrementaron, siendo mayores los contenidos obtenidos en el T, representando 1,5 veces los valores del R+D y 1,3 veces respecto al D, siendo los tratamientos que se presentaron con menor estrés hídrico.

Tabla N° 3. Registros de temperatura y luminosidad de canopia por año, en dos momentos fenológicos. A- 2012, B- 2013.

A	AÑO 2012								
	TMáx (°C)	Tmín (°C)	Tprom (°C)	H con T>35 °C	LMáx ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	Lprom ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	H con L > 600 ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	ABA (ng/g PF)	$\Psi_{hfb}$ (bares)
<b>Tratamiento</b>	17/1/12 (75 DDF)								
D	45	15	26	2	-	-	-	-	-5,5
T	40	16	25	2	3.058	573	3	-	-6,6
R	30	16	24	0	306	151	0	-	-5,7
R+D	41	16	26	1	2.371	554	3	-	-5,5
<b>Tratamiento</b>	1/2/12 (90 DDF)								
D	41	22	28	4	-	-	-	-	-5,1
T	35	23	27	0	867	240	1	-	-5,6
R	34	23	27	0	242	131	0	-	-5,5
R+D	39	23	28	5	2.115	479	2	-	-4,9
B	AÑO 2013								
	TMáx (°C)	Tmín (°C)	Tprom (°C)	H con T >35 °C	LMáx ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	Lprom ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	H > 600 ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	ABA (ng/g PF)	$\Psi_{hfb}$ (bares)
<b>Tratamiento</b>	22/1/13 (76 DDF)								
D	35	17	25	0	634	239	2	1,9	-1,9
T	31	17	25	0	1.432	281	1	1,9	-1,8
R	31	18	24	0	186	96	0	1,8	-1,5
R+D	40	17	26	3	1.323	389	5	1,3	-1,7
<b>Tratamiento</b>	6/2/13 (91 DDF)								
D	34	17	25	0	1.047	136	1	3,9	-2,7
T	31	17	24	0	579	193	0	5,1	-3,4
R	32	17	24	0	400	159	0	4,2	-3,2
R+D	40	17	26	3	2.645	454	4	3,3	-3

Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. TMáx, Tmín y Tprom- Temperatura máxima, mínima y promedio de canopia. H con T>35 °C- Horas con temperatura por encima de 35 °C. LMáx, Lprom- Luminosidad de la canopia máxima y promedio. H > 600 ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )- Horas con luminosidad > 600  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . ABA- Ácido abscísico.  $\Psi_{hfb}$ - potencial hídrico foliar de base.

## **3.2. RESPUESTA FISIOLÓGICA DE LA PLANTA**

### **3. 2.1. Producción de uva**

El rendimiento y sus componentes fueron significativamente diferentes entre años, siendo mayores los valores productivos en el 2012 respecto al 2013 (Tabla 4). En los diferentes tratamientos, hubo significancia estadística entre años para las variables: producción por planta, número de racimos y peso de la baya.

En 2012 el rendimiento por planta del tratamiento D fue significativamente superior ( $p= 0,0001$ ;  $MDS=1,27$  Kg) e incrementó un 27,5 % respecto a T. Los demás tratamientos, comparados con T, presentaron rendimientos 6 % menores para el R y 24 % menores para el R+D. El tratamiento D fue el que presentó mayores valores de peso sano, diferenciándose estadísticamente de los demás ( $p= 0,0001$ ;  $MDS= 0,49$  Kg). En el 2013, el rendimiento se redujo en todos los tratamientos, con valores de 5 % (D), 19 % (R) y de 33 % (R+D) menores respecto a T. En el 2013, el peso sano también tuvo los mayores valores en el D, diferenciándose estadísticamente de los tratamientos R y R+D ( $p= 0,08$ ;  $MDS= 1,0$  Kg). El peso de la baya en el 2012, fue significativamente menor en T con respecto a los demás tratamientos ( $p= 0,0002$ ) y, el R+D fue el que presentó los mayores pesos. En el 2013, R+D presentó diferencias estadísticas respecto a los demás, con bayas más pequeñas ( $p= 0,001$ ;  $MDS= 0,135$  g), Tabla 4.

Tabla N° 4. Rendimiento y sus componentes, expresados por planta y por tratamiento, en cada año de estudio.

Variables	T	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	D	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	R	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	R+D	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	p-valor entre tratamientos ( $\alpha=0,05$ )	
Rendimiento (Kg/pl)	2012	A 5,16 b	p-0,0004	A 6,58 a	p-0,0002	A 4,87 b	p-0,0002	A 3,92 b	p-0,0003	0,0001
	2013	B 3,18 a	MDS- 1,29	B 3,03 ab	MDS-1,25	B 2,57 ab	MDS- 0,85	B 2,14 b	MDS- 0,70	0,15
% respecto T	2012	100	-	127	-	94	-	76	-	-
	2013	100	-	95	-	81	-	77	-	-
Peso sano (Kg/pl)	2012	B 0,39 b	p- 0,013	A 1,07 a	p- 0,13	B 0,02 b	p- 0,012	A 0,51 b	p- 0,23	0,0001
	2013	A 1,52 ab	MDS- 0,76	A 2,04 a	MDS- 1,33	A 0,92 b	MDS- 0,65	A 0,85 b	MDS- 0,60	0,08
% respecto al Rend.	2012	8	-	16	-	0,4	-	13	-	-
	2013	48	-	67	-	36	-	40	-	-
N° racimos/ planta	2012	A 22 a	p≤ 0,0001	A 21 a	p- 0,0008	A 15 b	p≤0,0001	A 11 b	p- 0,0001	≤0,0001
	2013	B 10 a	MDS- 3,2	B 9 ab	MDS- 4,9	B 6 bc	MDS- 1,16	B 5 c	MDS- 1,97	0,002
% respecto T	2012	100	-	95	-	68	-	50	-	-
	2013	100	-	90	-	60	-	50	-	-
Peso racimos	2012	A 0,30 a	p- 0,66	A 0,32 a	p- 0,79	B 0,32 a	p- 0,014	A 0,35 a	p- 0,05	0,11
	2013	A 0,31 c	MDS- 0,034	A 0,33 bc	MDS- 0,05	A 0,41 a	MDS- 0,07	A 0,40 ab	MDS- 0,05	0,001
Peso baya (g)	2012	B 1,56 b	p- 0,045	A 1,73 ab	p- 0,09	A 1,70 ab	p- 0,01	A 1,84 a	p≤ 0,0001	0,0002
	2013	A 1,67 a	MDS- 0,11	A 1,60 a	MDS- 0,15	B 1,57 a	MDS- 0,093	B 1,42 b	MDS- 0,049	0,001

Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. *Medias con letra MAYUSCULA diferente (izquierda) marcan significancia estadística entre años ( $\alpha=0,05$ ). Medias con letra minúscula diferente (derecha) marcan significancia estadística ( $\alpha=0,05$ ) entre tratamientos, dentro de cada año del estudio.*

### 3.2.2. Evolución del peso de la baya

La evaluación del peso de la baya en el año 2012 comprendió el período desde los 91 hasta los 120 DDF (cosecha), no se registraron diferencias significativas entre tratamientos ( $p=0,11$ ). Al momento de la cosecha se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos ( $p\geq 0,0001$ ), siendo el R+D el que presentó los mayores pesos de baya con registros de 1,8 g, seguidos por D, R y T con bayas de 1,65 g.

En 2013, la evolución del peso de baya se determinó desde 77 hasta los 105 DDF, momento de cosecha. La respuesta obtenida mostró diferencias significativas entre tratamientos y para diferentes momentos fenológicos. Siendo el tratamiento R+D el que presentó los menores pesos

de baya durante el período final de maduración y en cosecha, donde alcanzó un valor promedio de 1,4 g. Luego estarían los tratamientos R, D y T, con un mayor crecimiento a partir de los 84 DDF y mostraron un crecimiento similar hasta los 105 DDF alcanzando un valor promedio de 1,6 g en cosecha (Fig. 12).

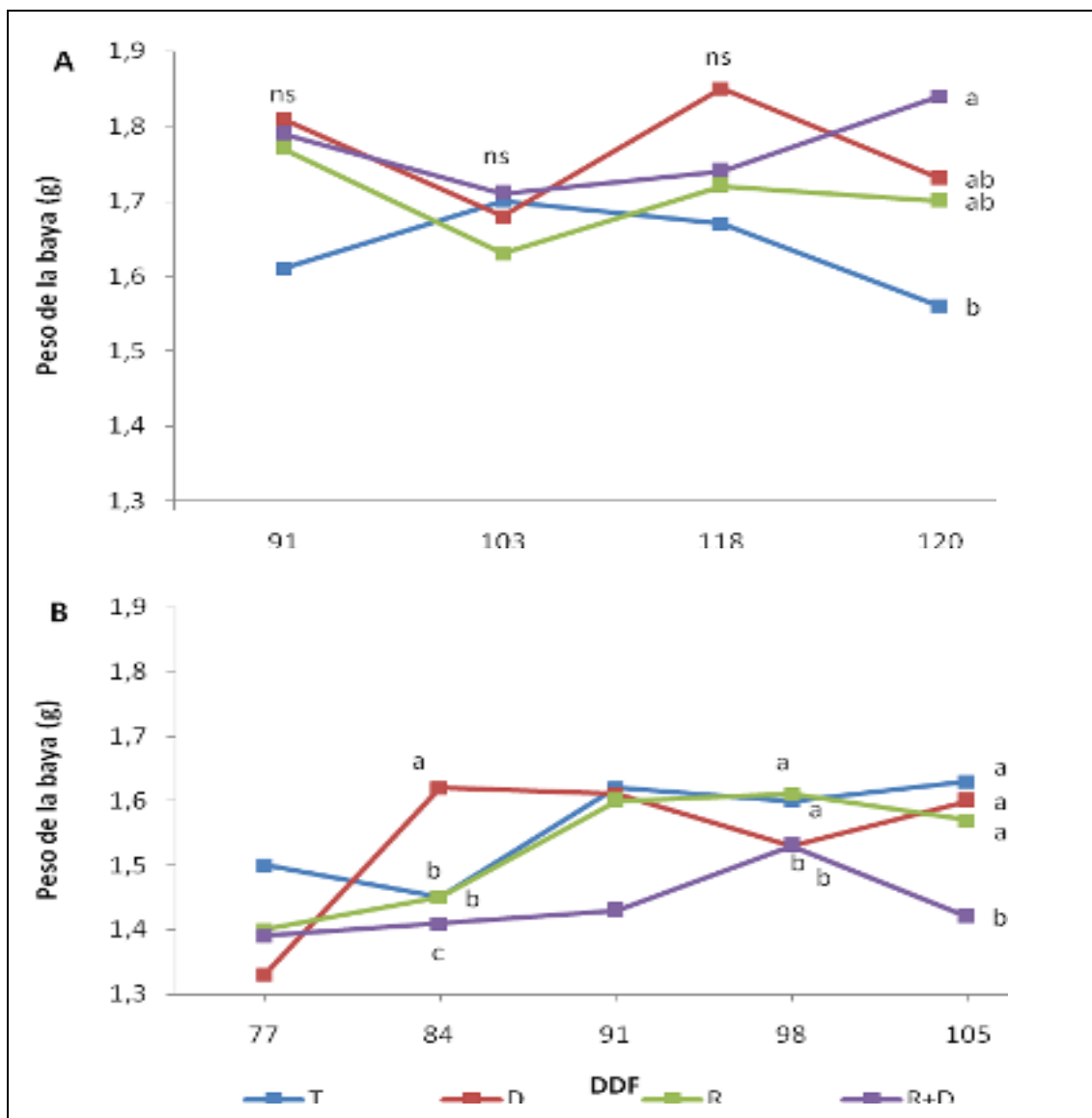


Figura N° 12. Crecimiento de la baya, durante la maduración: A- Año 2012; B- Año 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero y deshojado en cuajado. DDF- Días Desde Floración. Medias con letra diferente son significativamente diferentes, en cada año de estudio.



### **3.2.3. Indicadores fisiológicos vitícolas**

Al analizar el efecto año (Tabla 5), se observó que hubo diferencias en la variable SFEP siendo significativamente superior en el 2012 respecto al 2013. Representando una diferencia entre años de 22 % para T y R, 25 % para R+D y 32 % para D. La relación SFEP/R también presentó diferencias estadísticas entre años, siendo superior la relación obtenida en el 2013 respecto al 2012. Con valores porcentuales superiores para el 2013 en el entorno del 27 % en el R+D, 34 % en D y R y 37 % en el T. En la variable peso de poda (PP), hubo diferencias entre los años para el tratamiento D, siendo menor el registro en el 2013, y en el IR, hubo diferencias significativas para el R, con menores valores en el año 2013.

En la evaluación de los tratamientos en cada año de estudio, no hubo diferencias significativas en las siguientes variables: SFEP para ambos años, la relación SFEP/R en el año 2013, PP en el 2012 y el IR del 2013. Las variables que presentaron diferencias significativas fueron: relación SFEP/R en el 2012, superando entre un 36 a 39 % los tratamientos raleados respecto al D y T. El PP en el 2013 también presentó diferencias significativas, siendo el R+D el tratamiento con los menores valores. El IR en el 2012, presentó los menores valores en el tratamiento R.

Tabla Nº 5. Indicadores fisiológicos de plantas en cosecha.

Variabes	Años	T	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	D	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	R	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	R+D	p-valor entre años ( $\alpha=0,05$ )	p-valor entre tratamientos ( $\alpha=0,05$ )
SFEp (m <sup>2</sup> /pl)	2012	A 2,84 a	p- 0,001	A 2,81 a	p- 0,04	A 2,99 a	p- 0,0002	A 2,71 a	p- 0,003	0,22
	2013	B 2,21 a	MDS- 0,28	B 1,90 a	MDS- 0,86	B 2,34 a	MDS- 0,23	B 2,04 a	MDS- 0,36	0,38
SFEp/ R	2012	B 0,45 b	p- 0,01	A 0,43 b	p- 0,17	B 0,62 a	p- 0,006	B 0,70 a	p- 0,006	0,00
	2013	A 0,71 a	MDS- 0,18	A 0,65 a	MDS- 0,35	A 0,94 a	MDS- 0,20	A 0,96 a	MDS- 0,17	0,11
Peso Poda	2012	A 0,66 a	p- 0,27	A 0,77 a	p- 0,02	A 0,70 a	p- 0,43	A 0,63 a	p- 0,20	0,10
	2013	A 0,54 ab	MDS- 0,28	B 0,54 ab	MDS- 0,19	A 0,64 a	MDS- 0,17	A 0,51 b	MDS- 0,19	0,01
IR	2012	8,7 A ab	p- 0,36	A 9,74 a	p- 0,11	A 7,29 b	p- 0,048	A 6,93 b	p- 0,11	0,01
	2013	8,07 A a	MDS- 5,5	A 6,97 a	MDS- 3,54	B 4,95 a	MDS- 2,31	A 4,78 a	MDS- 2,72	0,14

Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. IR- Índice de Ravaz, y SFEp/R- Relación: Superficie potencial expuesta potencial y Rendimiento. *Medias con letra MAYUSCULA diferente (izquierda), marcan significancia estadística entre años ( $\alpha=0,05$ ). Medias con letra minúscula diferente (derecha), marcan significancia estadística entre tratamientos ( $\alpha=0,05$ ), dentro de cada año del estudio.*

### 3.2.3.1. Partición de la materia seca (MS) por órgano

Tal como se muestra en la Fig. 13, el reparto de la materia seca en el 2012 no presento diferencias significativas hacia los pámpanos ( $p=0,92$ ; MDS= 94), ni al considerar el reparto hacia las hojas ( $p=0,69$ ; MDS= 83,4 g). En la distribución hacia los racimos, hubo diferencias significativas ( $p=0,018$ ; MDS= 119 g), siendo el tratamiento D el que presentó los mayores con 200 g, el R+D 85 g, T 73 g y R 67 g.

En el 2013, no se diferenciaron estadísticamente los tratamientos en el reparto de materia seca por órganos, obteniéndose una significancia para los pámpanos de  $p=0,76$ ; MDS= 27 g, en hojas  $p=0,66$ ; MDS= 30 g y para el caso de los racimos  $p=0,71$ ; MDS= 100 g.

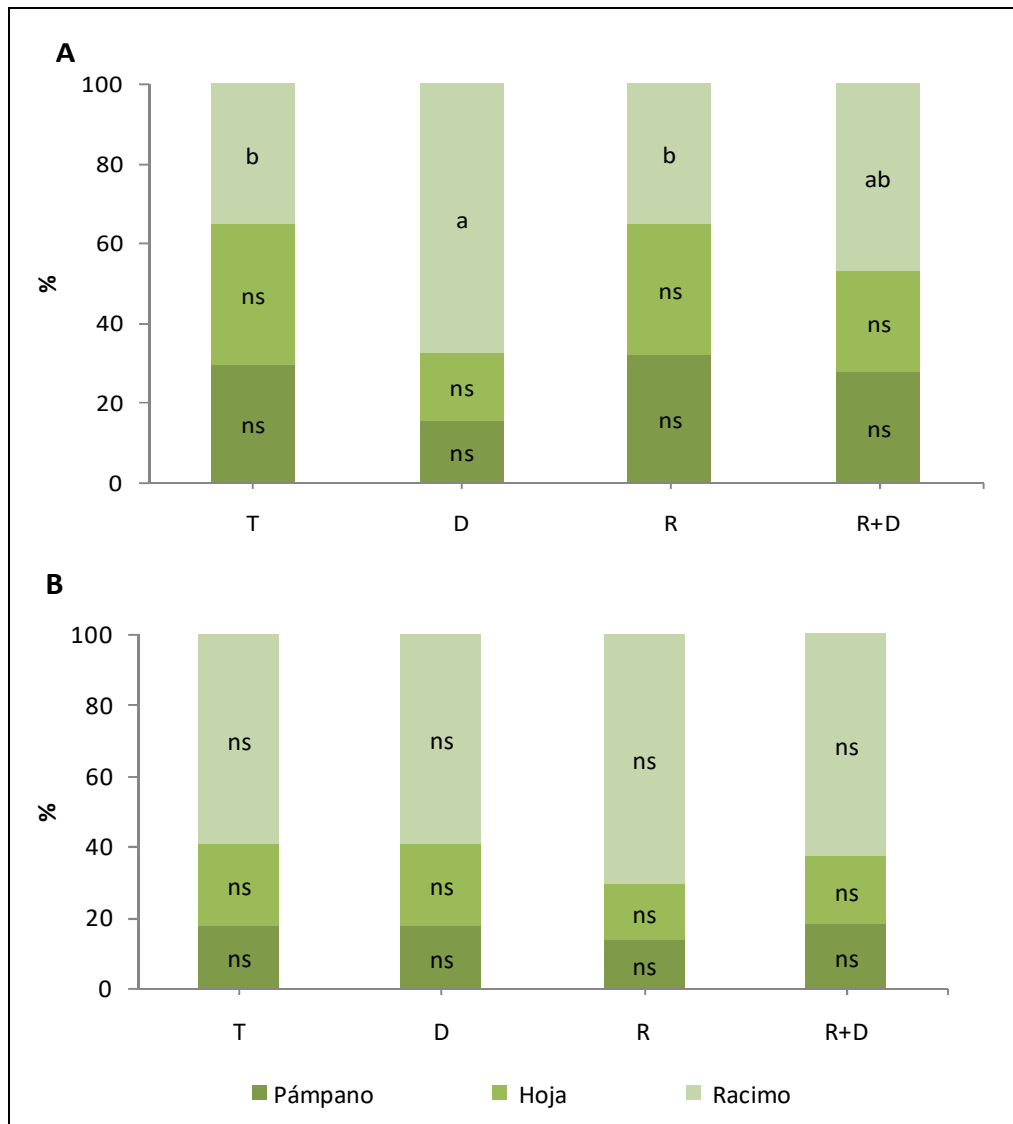


Figura N° 13. Reparto de la Materia Seca expresado en % por órgano: A- Vendimia 2012, B- Vendimia 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero. *Medias con letra diferente, presentan significancia estadística dentro de cada año de estudio, ns- sin diferencias significativas.*

### 3.2.4. Expresión vegetativa de las plantas

#### 3.2.4.1. Contenido de clorofila en hoja

La capacidad fotosintética de las hojas, se estimó indirectamente por el contenido de clorofilas a través de la relación entre el contenido de clorofila a y b (a/b) medido en hojas durante la maduración del año 2012. En la Fig. 14,

se presentan los contenidos de clorofila en hojas correspondiente al día 17/2/12, medidos a dos niveles en la canopia. Los tratamientos no presentaron diferencias en cuanto a la relación entre clorofilas a/b en hojas para los dos niveles evaluados ( $p= 0,70$ ; MDS= 1,06 y  $p= 0,23$ ; MDS= 1,62).

La comparación entre tratamientos para las dos fechas fenológicas evaluadas (17/2/12 y 1/3/12), mostró que la capacidad fotosintética de las hojas, descendió en la 2da fecha de muestreo, presentando diferencias en los tratamientos con raleos de racimos, con la siguiente significancia para R de  $p> 0,0001$ ; MDS= 0,09 y para R+D de  $p= 0,02$ ; MDS= 0,67.

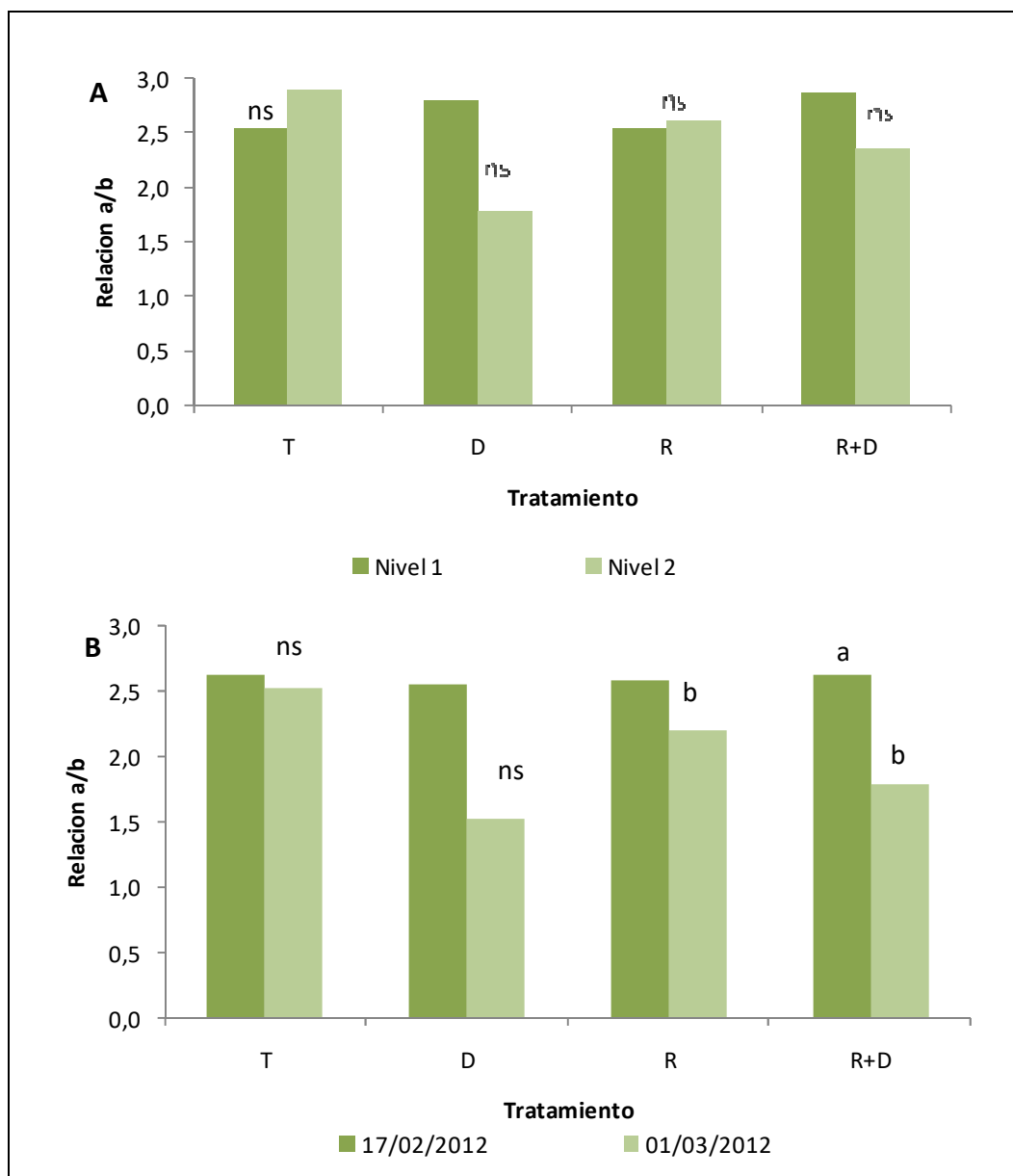


Figura N° 14. Contenido de clorofilas en hojas, durante el ciclo 2011-12: Relación clorofila a/ clorofila b. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero y deshojado en cuajado.

### 3.2.4.2. Análisis del crecimiento vegetativo en el ciclo productivo 2013

La longitud de pámpano fue medida en el ciclo productivo del año 2013. Las mediciones se realizaron desde 6 DDF hasta cosecha (105 DDF), sin presentarse diferencias significativas entre tratamientos ( $p= 0,29$ ;  $MDS= 29,7$  cm). En la Fig. 15 se representa el crecimiento del pámpano durante el

ciclo, usando la primer medición como cero y las sucesivas mediciones se refieren a ese punto. El R+D fue el tratamiento con mayor crecimiento acumulado al momento de la cosecha, seguido por el T, D y R. Durante el período comprendido entre 6 y hasta 72 DDF, coincidiendo esta última fecha con el envero, el mayor incremento en longitud de pámpanos lo presento el T visualizado por la pendiente de crecimiento. A partir de allí y hasta cosecha, los tratamientos con D no detuvieron su crecimiento, aunque la tasa de crecimiento es menor. Con un crecimiento diario para R+D de 1,25 cm al principio y finalizando con 0,75 cm, al igual que para el D que comenzó con incrementos diarios de 1,1 cm y finalizo con 0,5 cm. Los tratamientos T y R, desaceleración su crecimiento, visualizado a través de la pendiente negativa de crecimiento diario; presentando un crecimiento diario en el T de 1,5 cm y al finalizar fue de 0,4 cm.

El crecimiento de feminelas durante el ciclo productivo, no presento diferencias significativas entre tratamientos ( $p= 0,40$ ; MDS= 94 cm). De todas maneras el tratamiento R fue el que presento mayor incremento diario con 0,92 cm, seguido por el T con un incremento de 0,70 cm y los tratamientos con D manifestaron un incremento de 0,40 cm diariamente.

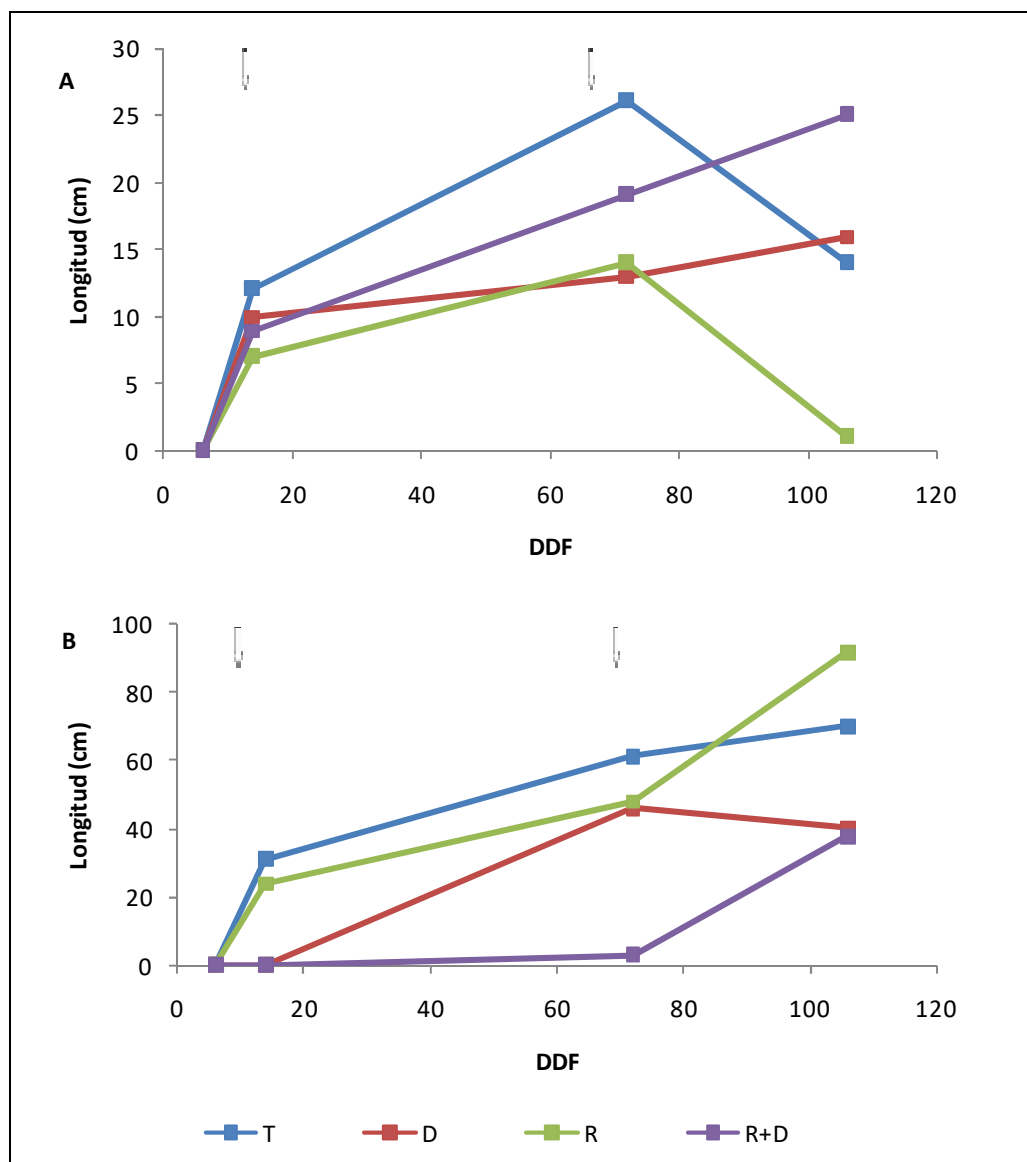


Figura N° 15. Crecimiento vegetativo, Ciclo 2012-13: A- Crecimiento de pámpanos. B- Crecimiento de Feminelas. T-Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. Flechas indican intervenciones. DDF- Días desde Floración. *Medias con letra diferente, tienen significancia estadística entre tratamientos.*

### 3.2.5. Estado hídrico de la planta

#### 3.2.5.1. Potencial hídrico foliar de base

En el ciclo 2012, los tratamientos mostraron diferencias significativas ( $p = 0,01$ ; MDS= 0,86 bares), registrándose para todo el ciclo productivo los

siguientes valores de potencial hídrico, en orden descendente: T con -6,56 bares (a), R con -5,84 bares (ab), D -5,80 bares (ab) y R+D con -5,59 bares (b). El análisis puntual de las fechas a lo largo del ciclo, permitió evidenciar diferencias significativas entre fechas ( $p \leq 0,0001$ ; MDS= 0,98). La mayor restricción hídrica fue a los 105 DDF con un potencial de base de -6,8 bares (a), significando una restricción de fuerte a muy fuerte según Deloire *et al.* (2006) y Ojeda *et al.* (2008). En un segundo orden, aparecen los registros obtenidos a los 75 DDF con -5,8 bares (b) y a los 90 DDF con -5,25 bares (b), ambos valores significan a nivel de plantas, según los mismos autores, una restricción hídrica de media a fuerte y progresivos. En tercer lugar, aparece el registro medido en floración (0 DDF), cuyos valores de -2,7 bares (c), representan una restricción media y progresiva. En último lugar, el registro obtenido a los 45 DDF es el menor, con valores de -1,3 bares (d), siendo una restricción nula a muy leve.

En el ciclo 2013, los tratamientos evaluados mostraron diferencias significativas de potencial hídrico foliar ( $p \leq 0,0001$ ; MDS= 0,42 bares). Los tratamientos T y D con -2,4 y -2,3 bares respectivamente, presentaron el mayor déficit hídrico, respecto a R+D y R ambos con valores de -1,6 bares (b). Las fechas a lo largo del ciclo, presentaron diferencias significativas ( $p \leq 0,0001$ ; MDS= 0,59 bares), con la mayor restricción a los 30 DDF con -3,6 bares (a), seguido por 90 DDF con -3,1 bares (ab) y el registro 15 DDF con -3,3 bares (bc), siendo una restricción media y progresiva. Le sigue el registro de floración (0 DDF), con -2,5 bares (c), que sigue en la categoría de restricción media y progresiva. Finalizando con un registro de 75 DDF con -1,7 bares (d) y al 105 DDF de 0 bares (e), representando una restricción nula a muy leve.



La comparación entre años mostró que existieron diferencias a destacar entre los años del estudio, en cuanto a la intensidad y momentos de ocurrencia de los déficits hídricos evaluados en planta. El 2012 se presentó como un año con mayor déficit hídrico, con valores en planta  $\geq -4,0$  bares, desde enero y durante la etapa de maduración. En cambio el 2013, los valores registrados en planta nunca superaron los  $-4,0$  bares a lo largo del ciclo productivo.

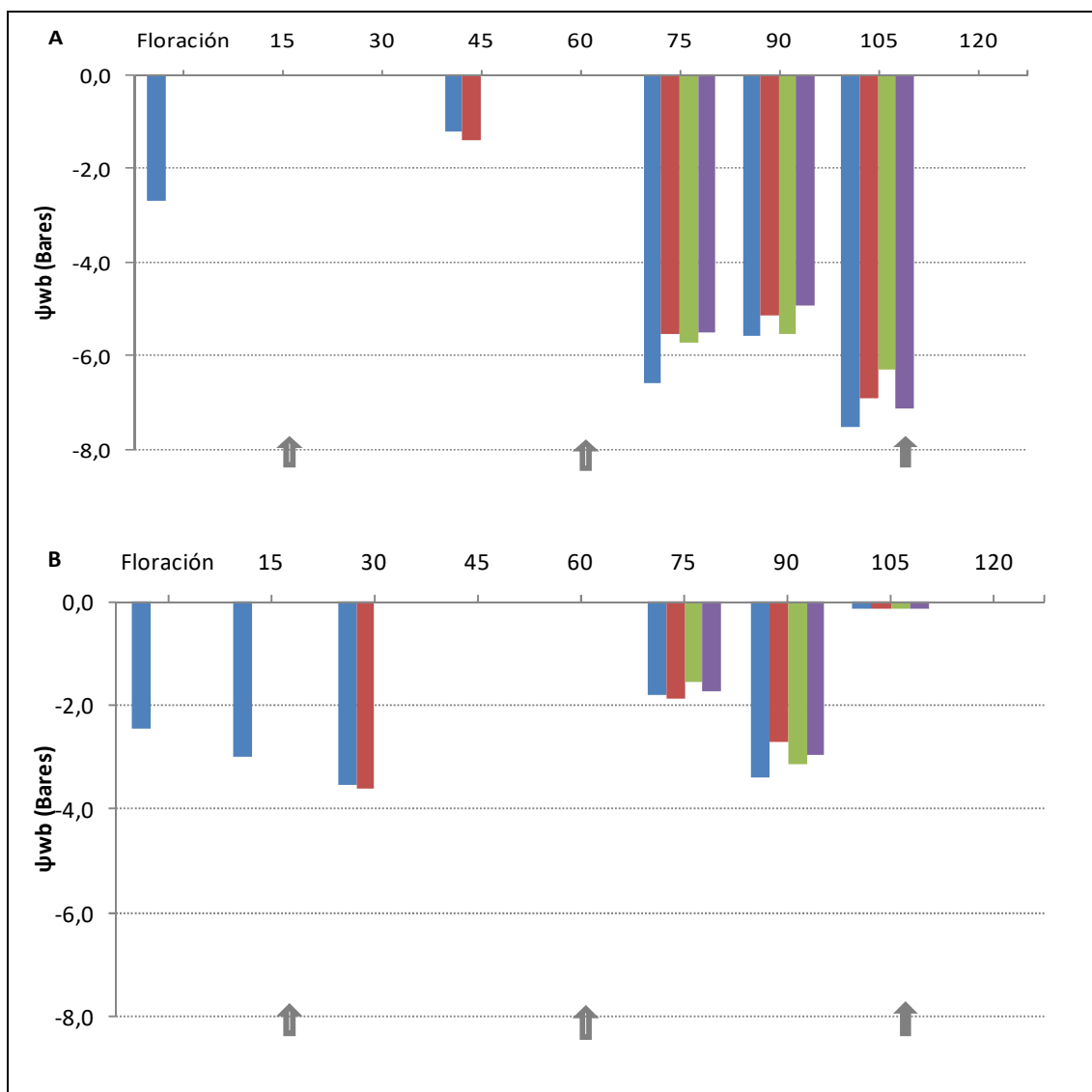


Figura N° 16. Potencial hídrico foliar de base durante los ciclos fenológicos en estudio: A- Ciclo 2011-12, B- Ciclo 2012-13. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero, DDF- Días desde Floración. Flechas indican intervenciones: 1<sup>er</sup> flecha- Realización del Deshojado, 2<sup>da</sup> flecha- Realización de raleo, 3<sup>era</sup> flecha- Cosecha. DDF- Días Desde Floración.

### 3.2.5.2. Potencial hídrico foliar diario, año 2012

El comportamiento hídrico diario de las plantas (Fig. 17), evaluado el 13/2/12 (99 DDF), en los tratamientos T y D, evidenció diferencias significativas a lo largo del día mostrando diferencias en cuatro momentos. Cuando la demanda atmosférica diaria fue mayor, con temperaturas  $\geq 30$  °C y 40 % HR, las plantas del T estuvieron sometidas a un estrés significativamente más severo que las plantas de D. Los registros correspondientes a las 11 am ( $p= 0,04$ ; MDS= 2,2), fueron de -15,4 bares y -13 para los tratamientos T y D respectivamente mientras que a las 17 pm ( $p\leq 0,0001$ ; MDS= 1,1), los valores alcanzaron los -16,3 bares (a), -13 bares (b). Las plantas del tratamiento D estuvieron significativamente más estresadas respecto al T, en dos momentos: a las 5 am ( $p= 0,02$ ; MDS= 1,6) y a las 20 pm ( $p=0,03$ ; MDS= 0,93). Entre las 8 am y 20 pm los registros obtenidos superaron ampliamente los umbrales de estrés (valores por encima de los -8,0 bares).

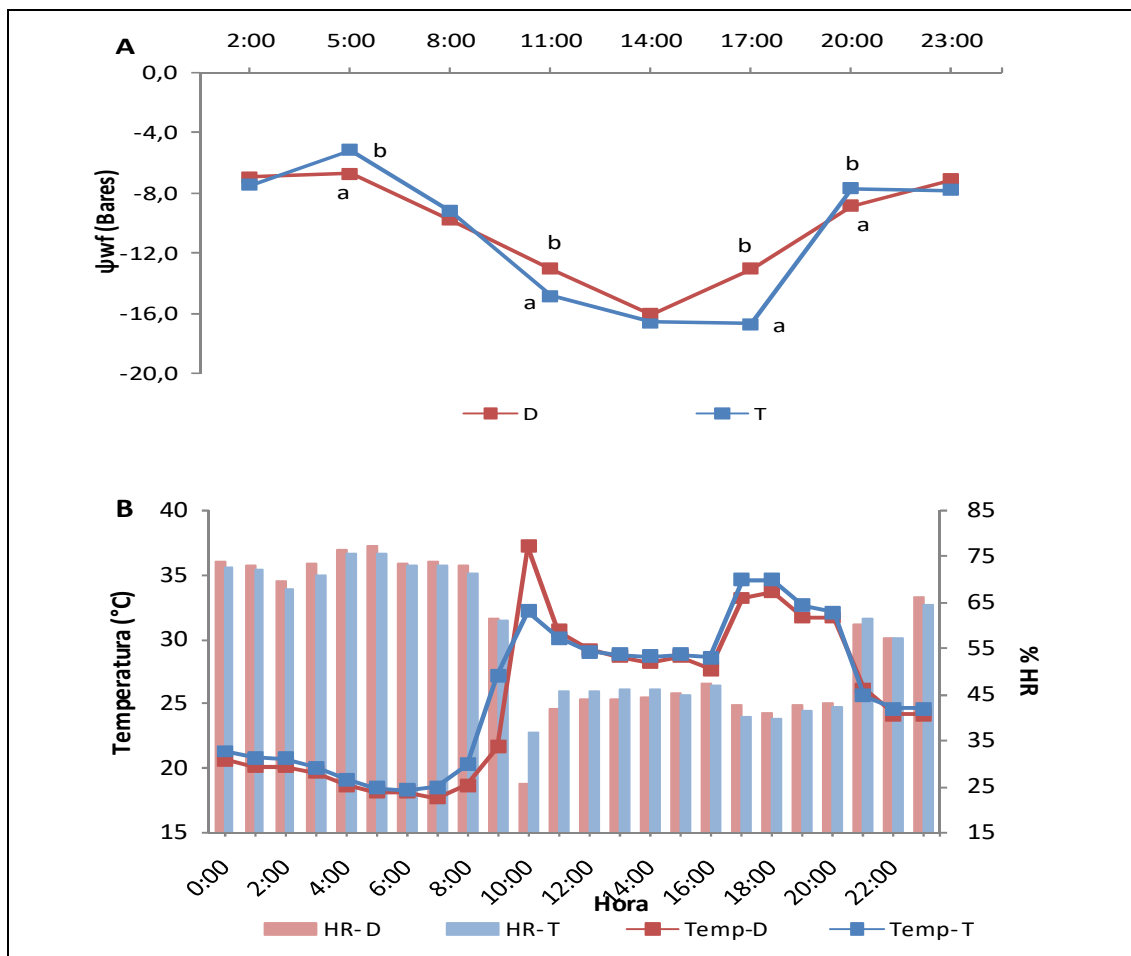


Figura N° 17. A- Evolución diaria de potencial hídrico foliar (13/02/12); B- Evolución diaria de Temperatura y HR (13/2/12). Referencias: T-Testigo, D- Deshojado en cuajado. *Medias con letra diferente son significativamente diferentes, dentro de cada año de estudio.*

### 3.2.6. Evolución de los contenidos de ABA

El análisis del contenido de ABA en bayas desde los 40 hasta los 76 DDF (fenológicamente envero), mostró en los tratamientos T y D una tendencia decreciente, con diferencias significativas entre los tratamientos (Fig. 18). En los 40 y 51 DDF, el T presentó mayor contenido de ABA que D, ( $p= 0,016$ ;  $MDS= 258$ ) ( $p= 0,02$ ;  $MDS= 215$ ). Al día 76 DDF (50 % de envero), se registra el menor contenido de ABA medido durante todo el periodo, para ambos tratamientos. A partir de ese momento (76 DDF), si bien hay variabilidad entre tratamientos, se registra una tendencia de aumento en el contenido del ABA. El día 91 DDF, presentó diferencias

significativas entre todos los tratamientos ( $p= 0,07$ ;  $MDS= 1.595$ ), siendo T el tratamiento con el máximo valor en contenido de ABA, con  $5.100 \text{ ng g}^{-1}$  peso fresco (PF) (a), seguido por R con  $4.200 \text{ ng g}^{-1}$  peso fresco (PF) (ab), D con  $3.900 \text{ ng g}^{-1}$  peso fresco (PF) (ab) y el R+D con  $3.300 \text{ ng g}^{-1}$  peso fresco (PF) (b).

Las cantidades de ABA registradas durante el periodo de maduración mostraron un aumento de los contenidos de este fito-regulador para todos los tratamientos, considerando el periodo desde inicio de envero (76 DDF), y hasta cosecha (105 DDF), los tratamientos T, D y R, duplicaron sus contenidos de ABA a nivel de bayas, mientras que en R+D los valores se triplicaron en relación a lo registrado en cosecha.

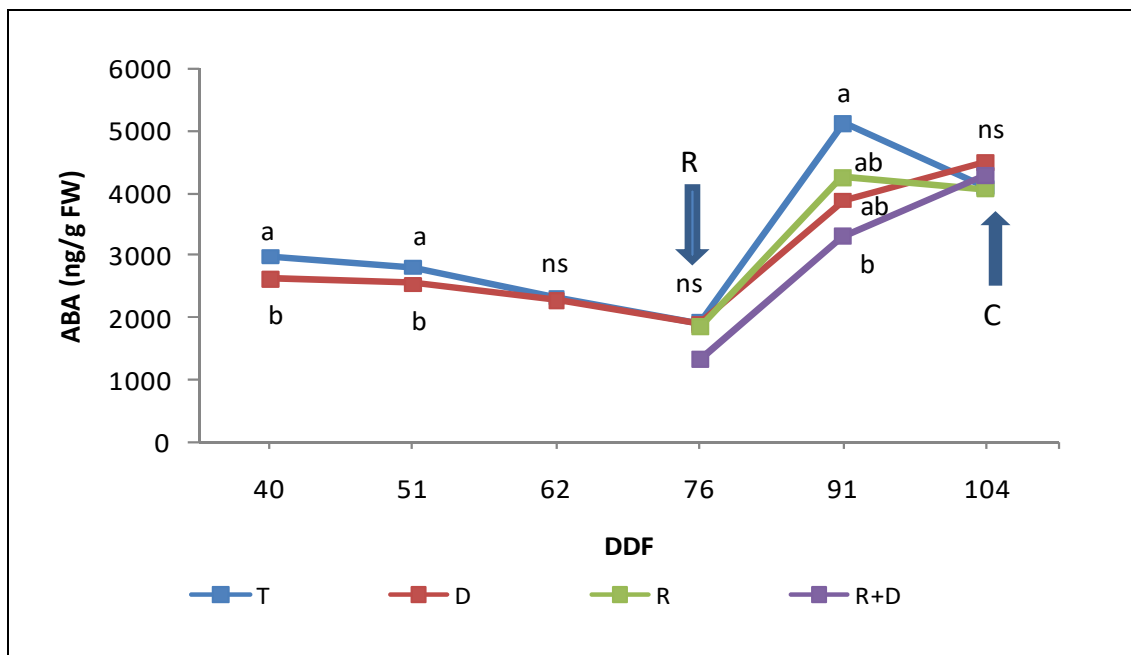


Figura N° 18. Dinámica del Acido abscísico en bayas durante la maduración, Ciclo 2012-13. T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. DDF- Días desde Floración. 1<sup>er</sup> flecha- Raleo de racimos (72 DDF), 2<sup>da</sup> flecha- Cosecha (105 DDF). *Medias con letra diferente son significativamente diferentes, dentro del año de estudio.*

### **3.2.7. Evolución de los carbohidratos solubles**

Los contenidos de carbohidratos solubles, muestran una acumulación progresiva en todos los tratamientos desde los 40 DDF hasta los 104 DDF, momento de la cosecha (Fig. 19). La acumulación de glucosa se inicia antes que la de fructosa. Los contenidos de carbohidratos muestran una curva caracterizada por dos períodos que difieren en la tasa de acumulación, un primer período con una mayor tasa acumulativa que el segundo período, separado por un punto de inflexión que coincide con el inicio de la maduración (envero), correspondiéndose a los 77 DDF.

Los contenidos de glucosa muestran un aumento para todos los tratamientos a lo largo del período evaluado, aunque sin diferencias significativas. Se visualizan dos momentos que difieren en la tasa o velocidad de acumulación, el primero comprendido desde los 40 a los 77 DDF, con acumulaciones diarias de 9 mg/g peso seco (PS) en el T y de 8 mg/g PS en el D. A partir de ese momento y hasta cosecha, la acumulación sigue pero a una tasa inferior, de 0,96 mg/g PS en el T y 1,5 mg/g PS en el D.

Los contenidos de fructosa muestran un comportamiento de acumulación similar al de glucosa, pero su inicio se posterga unos 11 días respecto al de glucosa. La curva de fructosa muestra una mayor tasa de acumulación durante el primer período, comprendido entre el 51 y hasta los 77 DDF, con acumulaciones en el entorno de 12,4-12,6 mg/g PS para el D y T, respecto a tasas de 1,6 mg/g PS próximos a cosecha para ambos tratamientos. Una vez realizado el raleo de racimos, los contenidos de fructosa aumentan, aunque a menor tasa, con diferencias significativas ( $p=0,01$ ; MDS= 27) en el día 91 DDF. En este muestreo el R+D presenta los

mayores valores con 375 mg/g PS junto con el R con 367 mg/g PS, respecto al D con 345 mg/g PS y T con 335 mg/g PS.

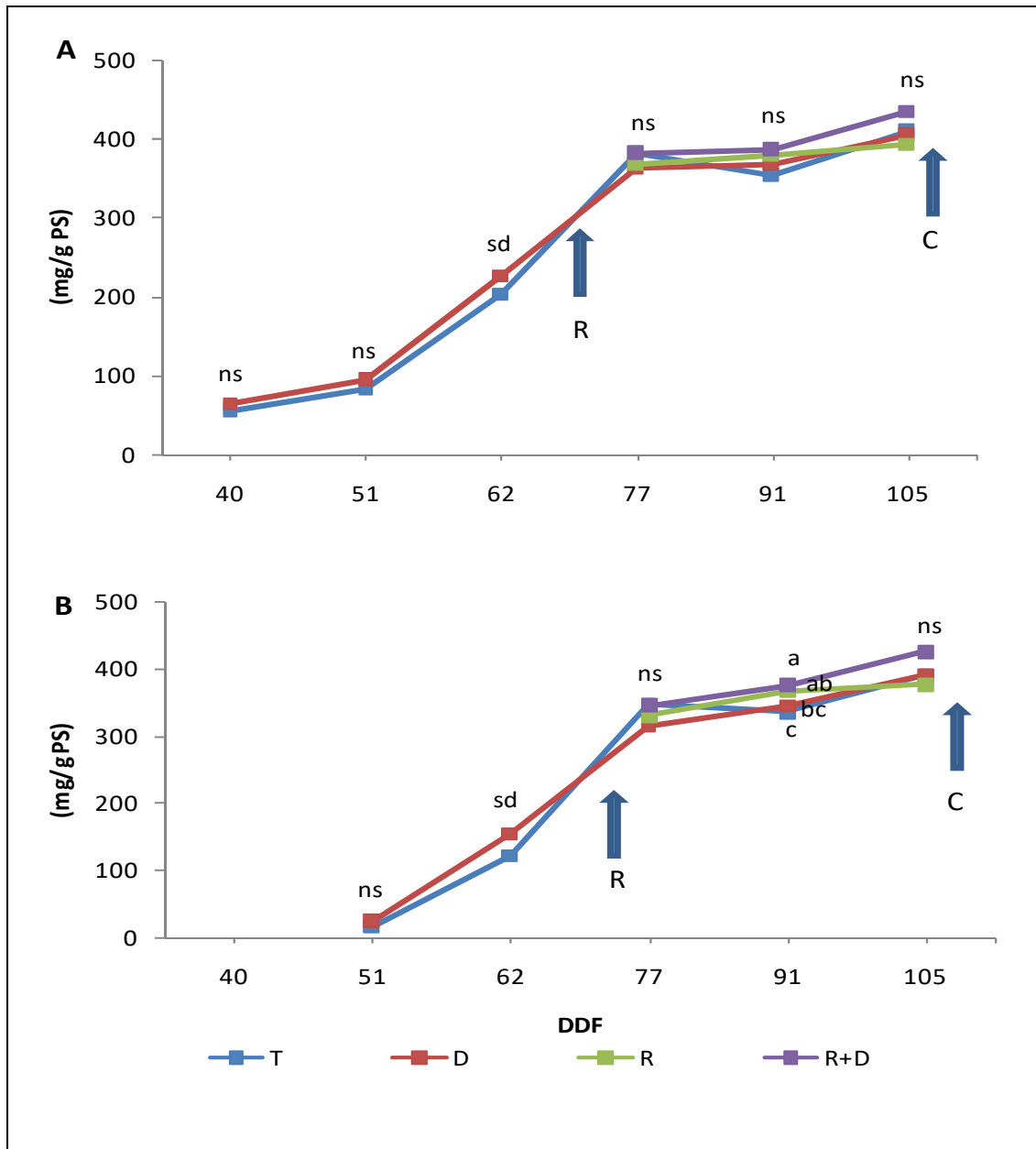


Figura N° 19. Acumulación de carbohidratos durante la maduración, vendimia 2013: A- Contenido de glucosa; B- Contenido de fructosa. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero y deshojado en cuajado. DDF- Días desde Floración. Flechas indican intervenciones: 1<sup>era</sup> Raleo de racimos y 2<sup>da</sup> Cosecha. Medias con letra diferente son significativamente diferentes, dentro del año de estudio.

### **3.3. COMPOSICIÓN BIOQUÍMICA DE LA BAYA**

#### **3.3.1. Evolución del metabolismo primario**

##### **3.3.1.1. Sólidos solubles**

El contenido de sólidos solubles (SST), expresados en “°” Brix durante la maduración y hasta cosecha se incrementó de manera sostenida para todos los tratamientos en los años del estudio. En el 2012, los tratamientos con raleo de racimos en enero (R+D y R), presentaron una mayor acumulación en cosecha ( $p= 0,0008$ ;  $MDS= 0,95$ ), con valores de  $22,9^{\circ}$  Brix y  $22,0^{\circ}$  Brix, respecto al T con  $21,9^{\circ}$  Brix y D con  $19,7^{\circ}$  Brix. En el 2013, se mantiene esa tendencia de los tratamientos raleados, presentando mayores valores de SST ( $p= 0,001$ ;  $MDS= 0,29$ ), respecto al D y T en cosecha. El R  $24,8^{\circ}$  Brix es el tratamiento con los mayores contenidos, seguido por R+D con  $24,2^{\circ}$  Brix, D con  $23,0^{\circ}$  Brix y T con  $22,5^{\circ}$  Brix (Fig. 20).

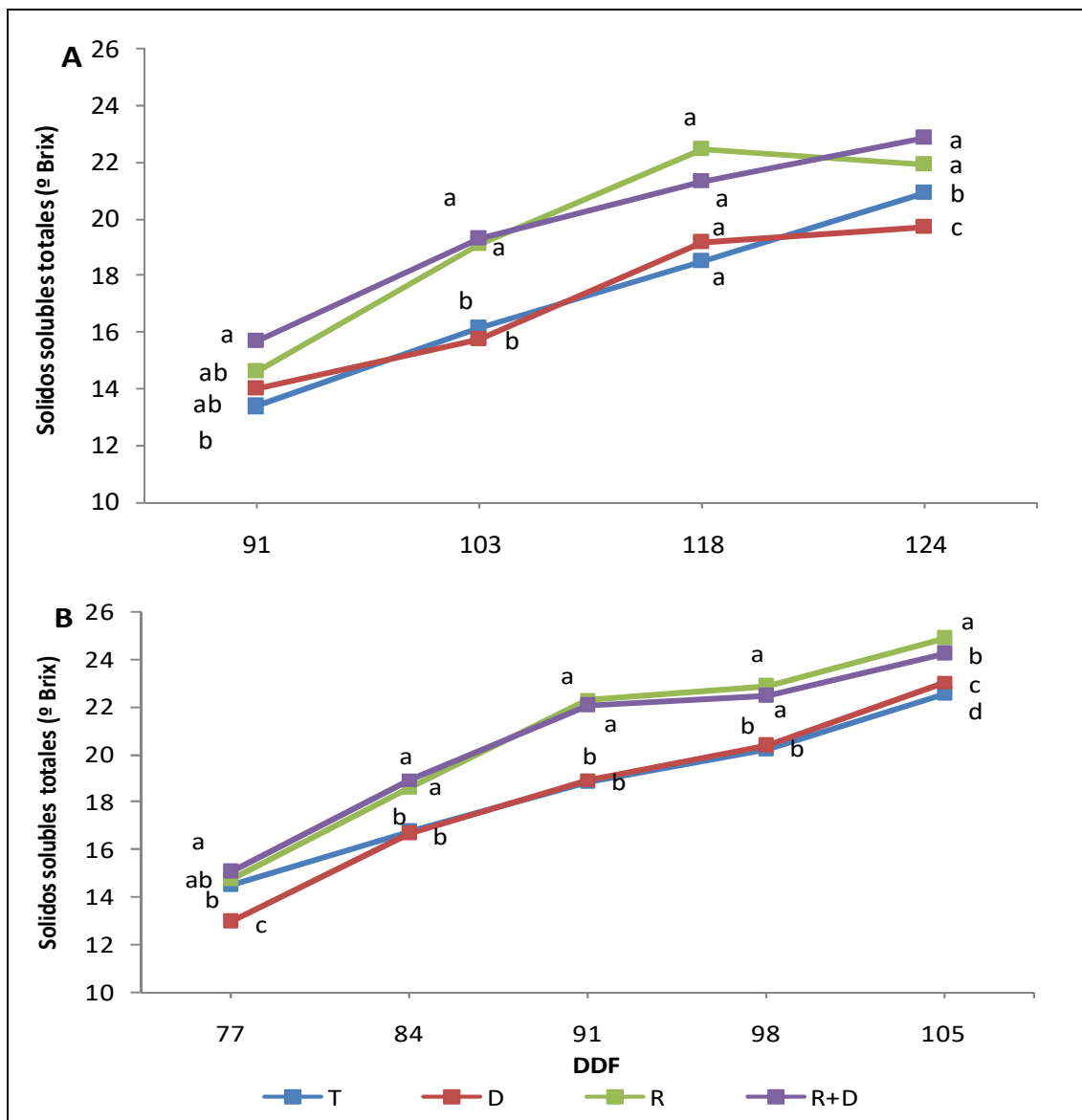


Figura N° 20. Evolución de los SST durante la maduración. A- 2012; B- 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero y deshojado en cuajado. DDF- Días desde Floración. *Medias con letra diferente son significativamente diferentes, dentro de cada año de estudio.*

Para analizar los contenidos de azúcares por baya se usaron los registros de sólidos solubles (“°” Brix) expresados como contenido de azúcares del mosto en relación al volumen promedio de la baya. La acumulación de los azúcares expresados por baya para el año 2012, mostró diferencias al día 91 DDF ( $p= 0,02$ ;  $MDS= 0,05$ ). El T fue el que acumuló menos cantidad de azúcares con 0,18 g/baya, seguidos por el D y R con



0,22 g/baya, y el R+D con los mayores valores de 0,25 g/baya. Los muestreos realizados a los 103 y 118 DDF, no mostraron diferencias significativas entre tratamientos ( $p=0,10$ ). En cosecha la acumulación de azúcares entre tratamientos presentó diferencias estadísticas ( $p=0,003$ ;  $MDS=0,035$ ). El tratamiento R+D fue el que mostró una acumulación de azúcares significativamente superior de 0,37 g/baya, seguido por el R de 0,33 g/baya y el D junto con T de 0,30 g/baya respectivamente (Fig. 21).

Para el año 2013, los tratamientos evaluados al día 77 DDF mostraron diferencias significativas ( $p=0,0001$ ;  $MDS=0,008$ ); siendo el tratamiento T con 0,19 g/baya el que mostró mayor acumulación de azúcares. Los tratamientos R+D y R con valores intermedios de 0,18 g/baya y el D con los menores valores de 0,15 g/baya. A partir de los 91 DDF, se observó que el R con 0,32 g/baya tuvo una acumulación significativamente superior, el R+D con 0,28 g/baya y, el T y el D con 0,27g/baya ( $p=0,0001$ ). Esta superioridad de R con 0,33 g/baya continuó en el muestreo de 98 DDF, seguido por R+D con 0,31 g/baya, T 0,29 g/baya y D con 0,28 g/baya. En cosecha, el R con 0,35 g/baya mantuvo esa mayor acumulación, seguido por T y D con 0,33 g/baya, siendo el R+D el que acumuló menos con 0,31 g/baya.

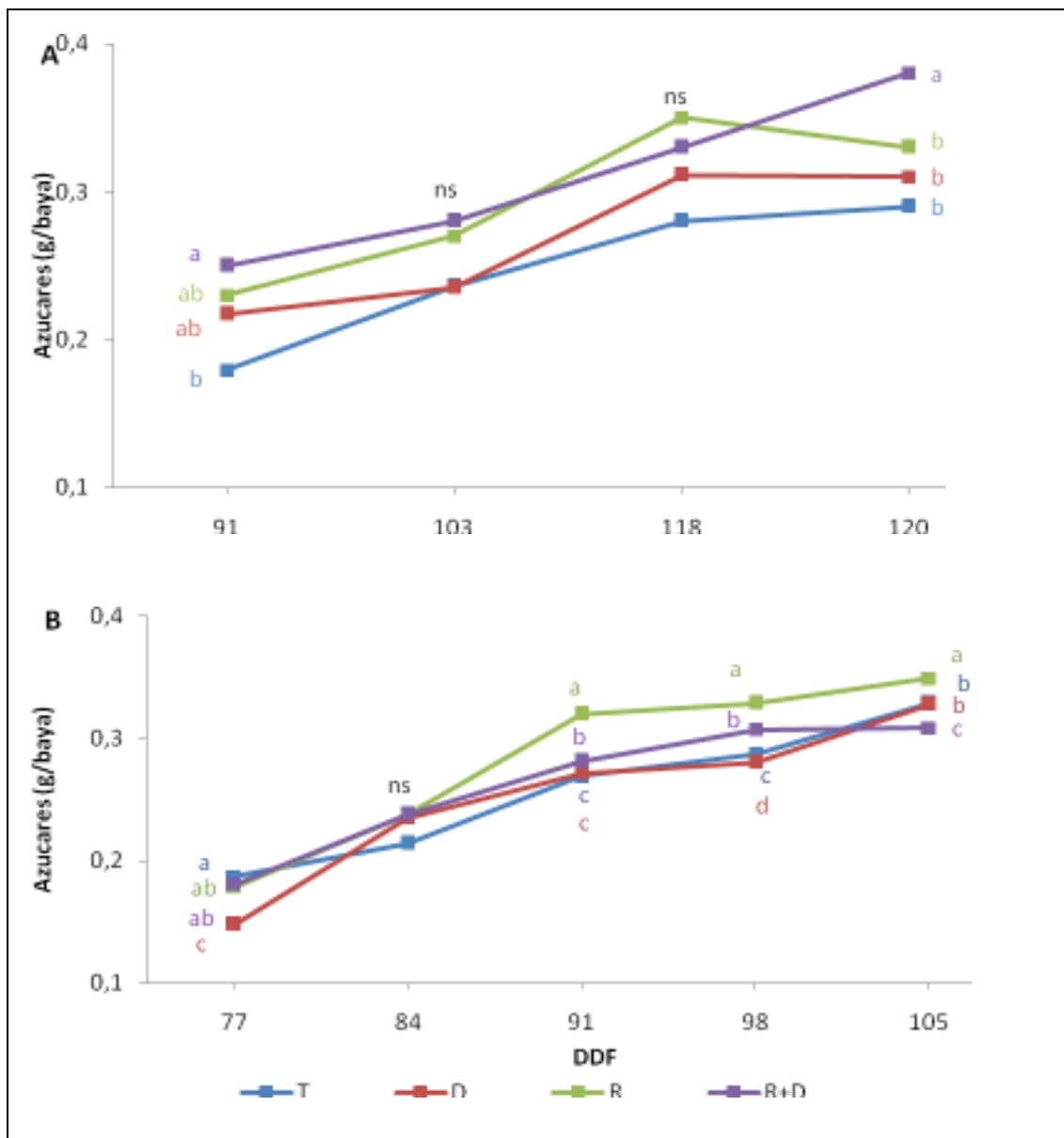


Figura N° 21. Acumulación de azúcares por baya durante la maduración, para los años de estudio: A- Año 2012; B- Año 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero y deshojado en cuajado. DDF- Días desde Floración. *Medias con letra diferente son significativamente diferentes, dentro de cada año de estudio.*

Lo mencionado anteriormente se comprueba en la Fig. 22, la cual presenta la relación entre los contenidos de azúcares (g/L) y el peso medio de la baya, para cada año. En el 2012, el T y D son los tratamientos que acumulan menos cantidad de azúcares, siendo el T el tratamiento que presentó las bayas más pequeñas. En los tratamientos raleados, se observa que acumulan azúcares a la vez que aumentan su tamaño de baya durante

la maduración. En el año 2013, los tratamientos raleados muestran los menores tamaños de baya, sin embargo no detuvieron la acumulación de azúcares, obteniendo las mayores concentraciones en cosecha, respecto al T y D.

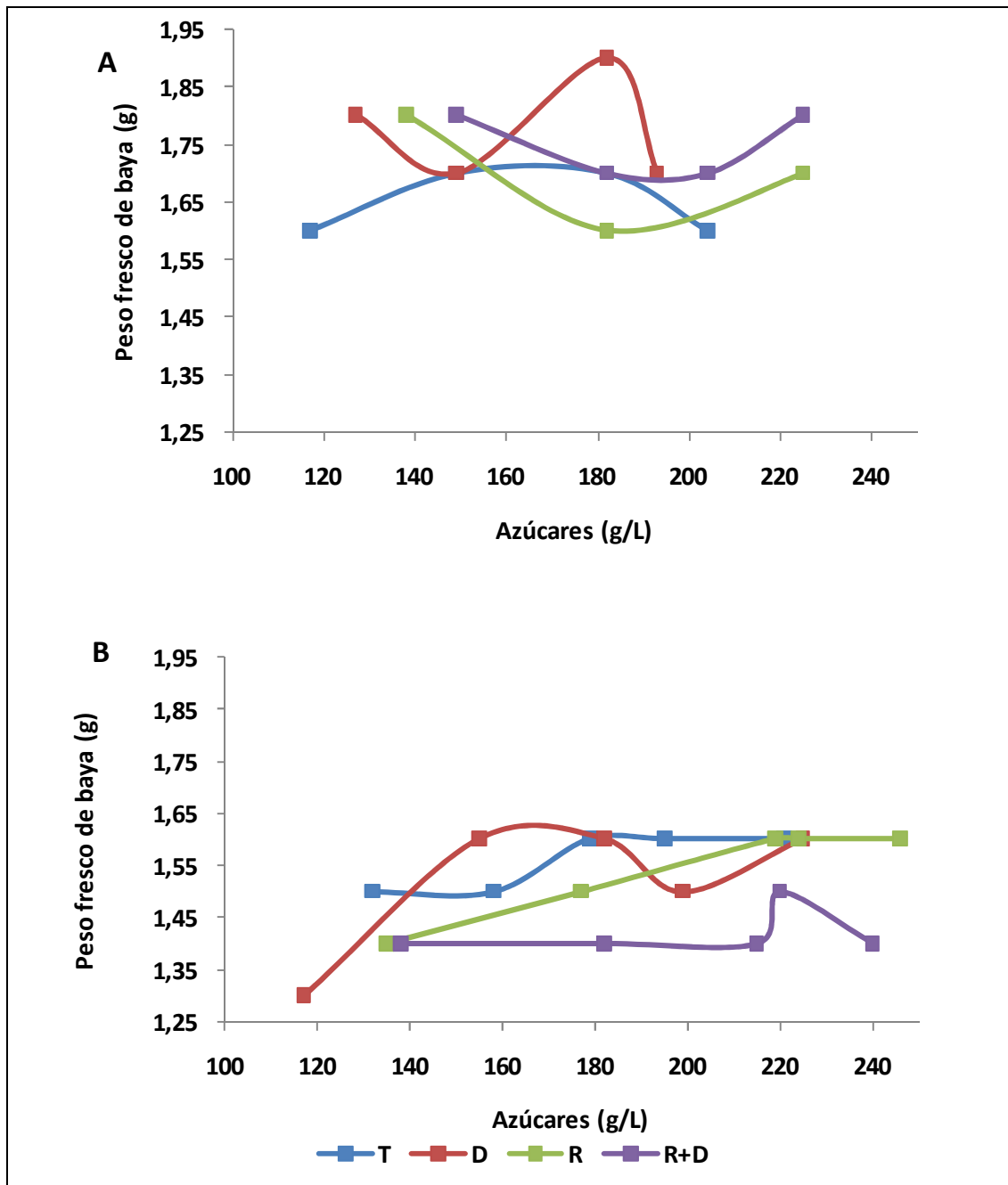


Figura N° 22. Relación entre la concentración de azúcares (g/L) y el peso medio de la baya: A- Año 2012; B- Año 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en enero y R+D- Raleo de racimos en enero y deshojado en cuajado.

### 3.3.1.2. Acidez titulable

La acidez titulable medida durante el 2012, disminuyó con el transcurso de la maduración en todos los tratamientos sin diferencias significativas ( $p=0,26$ ;  $MDS=0,94$ ) (Fig. 23). En el 2013, la acidez titulable, presentó el mismo comportamiento que el año anterior, pero con diferencias significativas entre tratamientos. Los mayores valores de acidez desde el principio del muestreo, se observaron en el tratamiento D, manteniendo esa diferencia inicial hasta cosecha. En la cosecha del 2013, los tratamientos mostraron diferencias estadísticas ( $p\leq 0,001$ ), obteniéndose valores inferiores en R con 4,7 g/L  $H_2SO_4$ , el R+D con 4,9 g/L  $H_2SO_4$ , T con 5,2 g/L  $H_2SO_4$  y D con 5,3 g/L  $H_2SO_4$ .

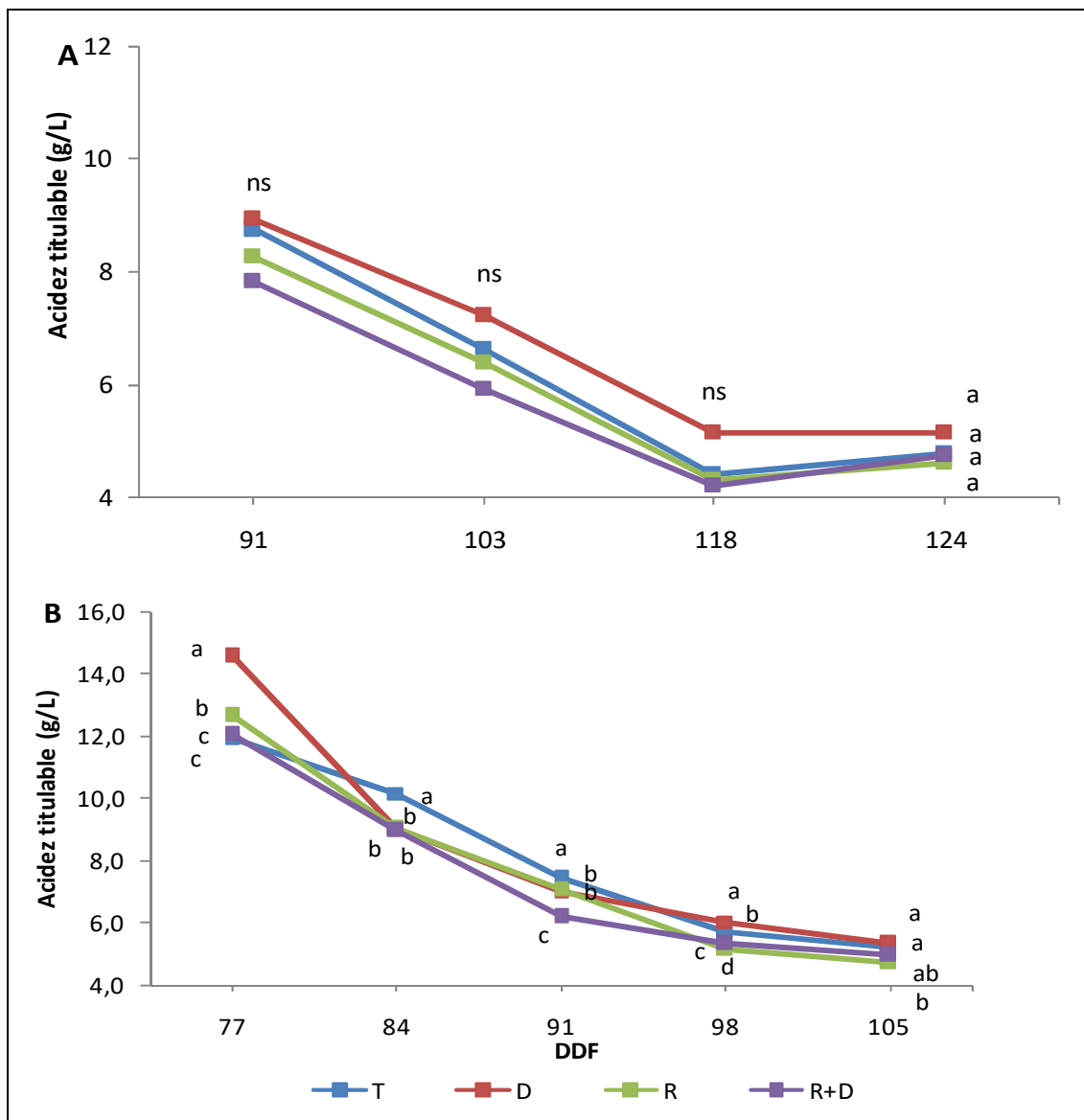


Figura N° 23. Evolución de la acidez total durante la maduración: A- 2012; B- 2013. Referencia: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. DDF- Días desde Floración. *Medias con letra diferente son significativamente diferentes, dentro de cada año de estudio.*

### 3.3.1.3. pH

Durante el 2012, el pH del mosto presentó una evolución diferente a lo largo de la maduración para los diferentes tratamientos (Fig. 24). Los tratamientos se diferenciaron entre sí ( $p= 0,002$ ;  $MDS= 0,068$ ), a los 114 DDF y en cosecha (120 DDF). El R+D presentó los mayores valores con 3,58 y el D los menores en el entorno de 3,41. La evolución del pH durante

el 2013, presentó en el período de madurez una mayor pendiente de incremento que el año anterior, independientemente del tratamiento evaluado. Al momento de la cosecha no existieron diferencias significativas entre los tratamientos ( $p= 0,16$ ).

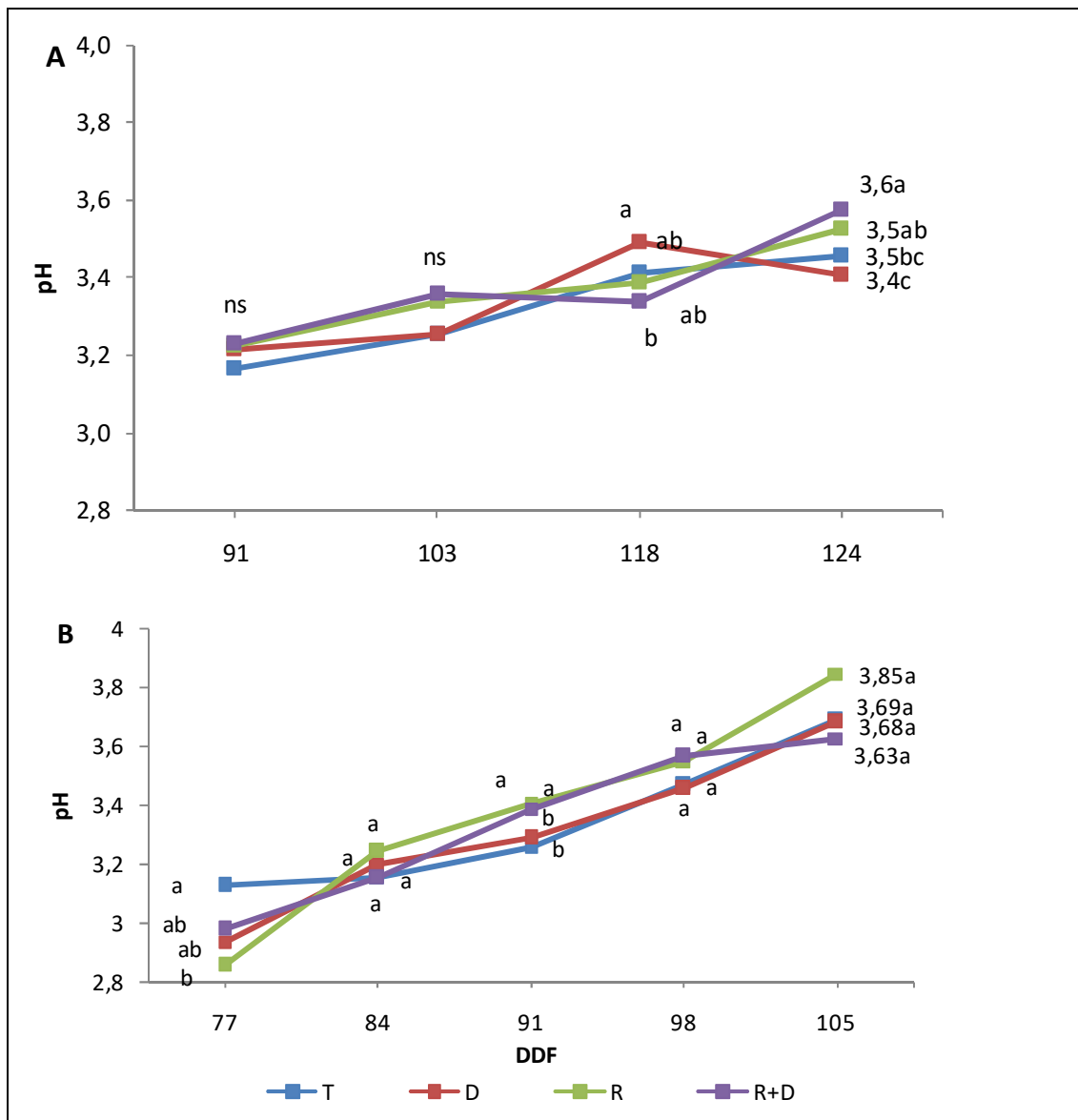


Figura N° 24. Evolución del pH durante la maduración: A- 2012; B- 2013. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. DDF- Días desde Floración. *Medias con letra diferente son significativamente diferentes, dentro de cada año de estudio.*

### 3.3.2. Metabolismo secundario en cosecha

#### 3.3.2.1. Contenido polifenólico

En la Tabla 7, evaluando el “efecto año”, se puede observar que el contenido de antocianos totales (ApH1), presentó diferencias entre años para los tratamientos raleados (R y R+D), siendo el 2013 significativamente mayor respecto al 2012; con porcentajes de 62 y 82 %, respectivamente. El contenido de antocianos extraíbles (ApH 3,2), fue significativamente superior en el 2013 para los tratamientos raleados (R y R+D), con porcentajes de 50 y 66 % entre años, respectivamente. La riqueza fenólica fue mayor en el 2013 respecto al 2012 para los tratamientos T, R y R+D, representando porcentajes de 74, 51 y 59 % entre años, respectivamente.

Tabla N° 6. Efecto año en compuestos fenólicos.

Variables	Años	T		D		R		R+D	
ApH1 (mg/L)	2012	2.030 A	p- 0,14	1.574 A	p- 0,38	1.993 B	p≤ 0,0001	2.367 B	p- 0,002
	2013	1.444 A	MDS- 844 mg/L	1.377 A	MDS- 511 mg/L	3.227 A	MDS- 203 mg/L	2.886 A	MDS- 240 mg/L
ApH3,2 (mg/L)	2012	849 A	p- 0,97	806 A	p- 0,78	863 B	p= 0,0001	994 B	p≤ 0,0001
	2013	845 A	MDS- 348mg/L	772 A	MDS- 290mg/L	1.716 A	MDS- 260 mg/L	1.502 A	MDS- 107 mg/L
Riqueza fenólica (λ 280)	2012	50 B	p- 0,0008	49 A	p- 0,05	47 B	p- 0,0003	48 B	p- 0,0001
	2013	68 A	MDS- 7,0	62 A	MDS- 13,0	92 A	MDS- 17,0	81 A	MDS- 8,0

Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. *Medias con letra letras diferentes, muestran significancia estadística entre años.*

Al evaluar anualmente, en el año 2012 (Fig. 25), el potencial de antocianos extraíbles en cosecha presentó diferencias entre los tratamientos (p= 0,05; MDS= 178 mg/L), el R+D con los mayores valores de 994 mg/L y el D con los menores valores de 806 mg/L. El potencial total de antocianos en cosecha, presentó diferencias entre los tratamientos (p≤ 0,001; MDS= 292 mg/L). El mayor valor lo presentó el R+D (con 2.367 mg/L), seguido por el T que significo el 86 % de ese contenido, el R represento el 84 % y el D

presentó el 66 % referido al mayor contenido. La respuesta obtenida al evaluar la riqueza fenólica, no presentó diferencias estadísticas entre tratamientos para la cosecha 2012 ( $p= 0,86$ ; MDS= 12).

En el año 2013 (Fig. 26), los antocianos a pH 3,2 en cosecha presentaron diferencias estadísticas entre tratamientos ( $p= 0,001$ ; MDS= 334 mg/L). Los tratamientos raleados (R y R+D) muestran valores significativamente superiores, con contenidos de 1.716 mg/L y 1.502 mg/L, respectivamente; le siguen el T, con reducciones del 49% y el D con reducciones del 45 %, respecto a los máximos contenidos. Los antocianos a pH1 presentaron diferencias significativamente superiores en los tratamientos raleados ( $p\leq 0,001$ ; MDS= 614 mg/L). Con los máximos registros en R (con 3.227 mg/L) y R+D (con 2.885 mg/L), seguidos por el T que presentó una reducción del 45 % y el D con 43 % respecto a los máximos contenidos. La riqueza fenólica presentó diferencias entre tratamientos ( $p= 0,003$ ; MDS= 15); los tratamientos raleados con los mayores registros R y R+D, seguidos por el T con una reducción del 74 % y el D con el 67 % respecto a los máximos contenidos.



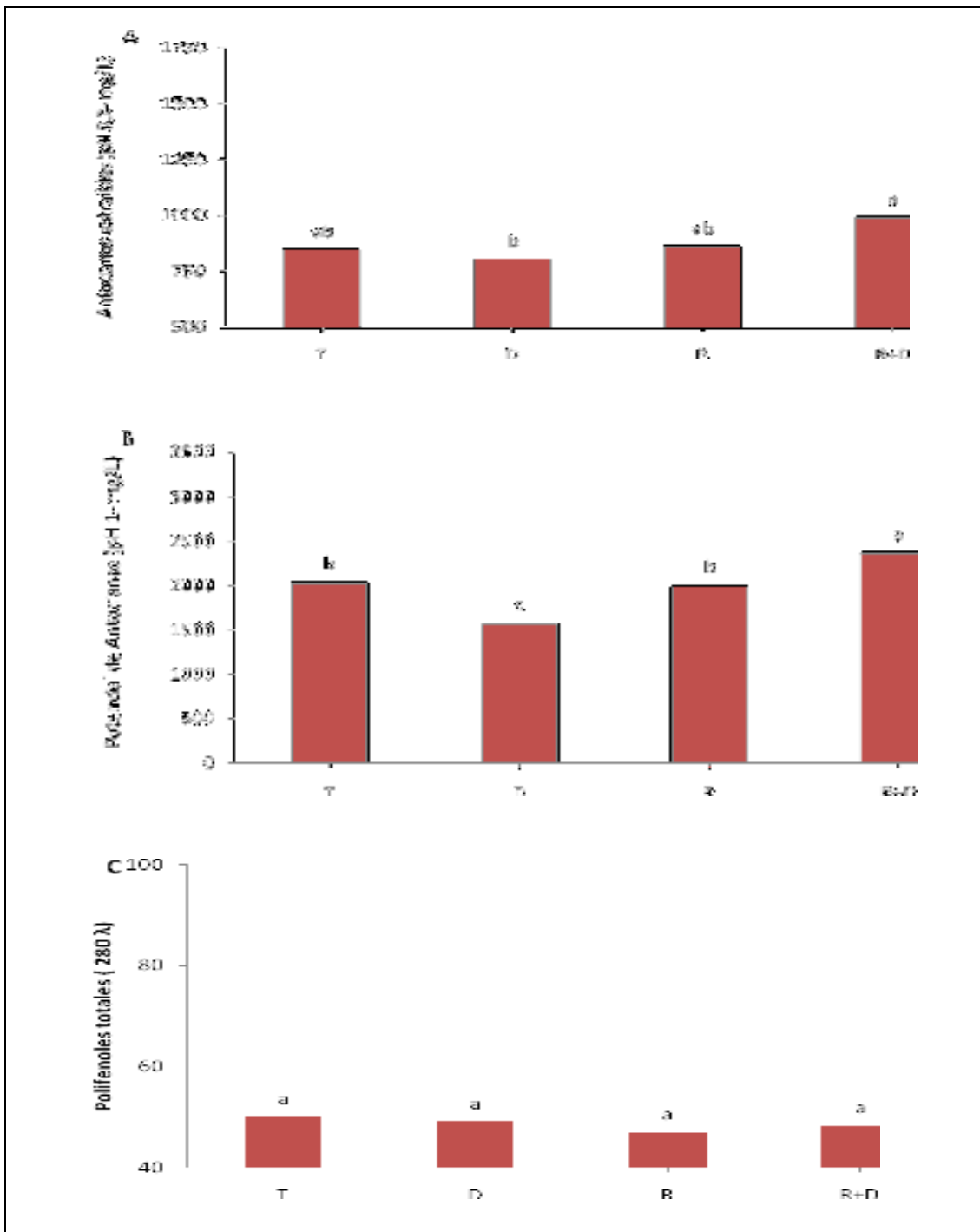


Figura N° 25. Compuestos polifenólicos de la uva en cosecha, Año 2012. A- Antocianos extraíbles, B- Antocianos potenciales, C- Riqueza fenólica. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. IPT- Índice Polifenólico Total. *Medias con letra diferente son significativamente diferentes, en cada año de estudio.*

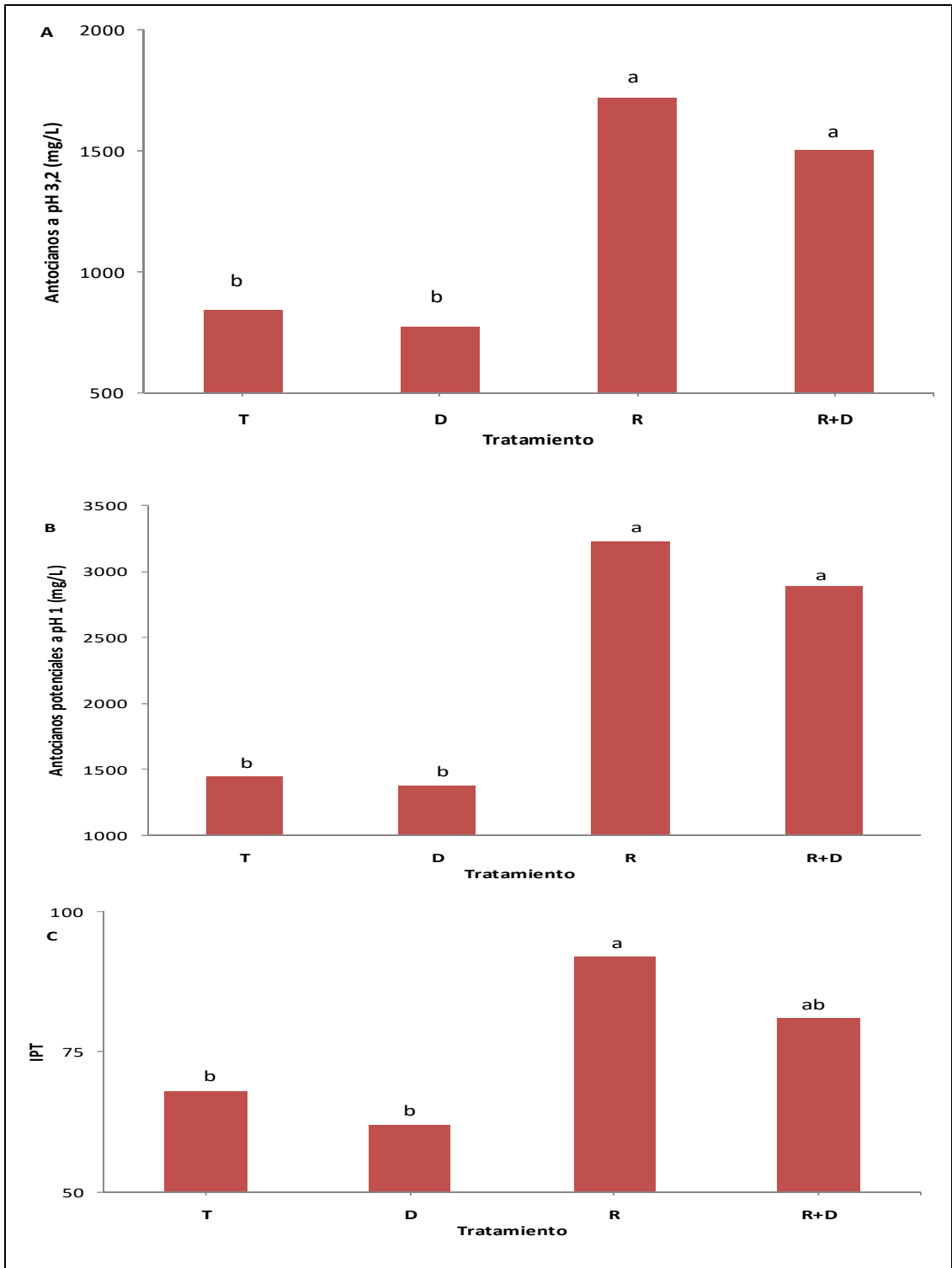


Figura N° 26. Compuestos polifenólicos de la uva en cosecha, Año 2013. A- Antocianos extraíbles, B- Antocianos potenciales, C- Riqueza fenólica. Referencias: T- Testigo, D- Deshojado en cuajado, R- Raleo de racimos en envero y R+D- Raleo de racimos en envero y deshojado en cuajado. IPT- Índice polifenólico Total. *Medias con letras distintas son significativamente diferentes, en cada año de estudio.*

### **3.4. COMPONENTES PRINCIPALES PARA LOS AÑOS DEL ESTUDIO**

#### **3.4.1. Variables medidas en cosecha**

En la Fig. 27, se puede observar la representación de las variables medidas en cosecha, donde los 2 ejes del diagrama en conjunto, explican el 90 % de la varianza total en las observaciones obtenidas para los años del estudio. El primer componente (CP1) explica el 65,4 % de la varianza total. La proyección de los escores sobre este eje separa los tratamientos T y D por un lado, y por otro los raleados R y R+D.

Analizando las variables en función de los tratamientos, se observó que tanto el rendimiento, número de racimos, índice de Ravaz, peso de poda y potencial hídrico, están asociadas al T. El peso sano, acidez del mosto y peso de la baya, se asocian al tratamiento D. Mientras que las variables superficie foliar, pH, riqueza fenólica, potencial antociánico, antocianos extraíbles y azúcares, se asocian al tratamiento R. Los factores climáticos a nivel de canopia (temperatura y luz), peso de racimo y la relación SFep/Rendimiento, se asocian al tratamiento R+D.

En un análisis de las variables evaluadas en cosecha (Tabla 8), se observó que el rendimiento se correlacionó significativamente y de manera positiva con el Índice Ravaz (IR) con un  $R= 0,95$  ( $p= 0,05$ ), número de racimos con un  $R= 0,99$  ( $p= 0,01$ ) y peso de los mismos con  $R= 0,93$  ( $p= 0,07$ ). Por otra parte, también se correlacionó significativa pero de manera negativa con el potencial de antocianos (ApH1) con  $R= -0,91$  ( $p= 0,09$ ), antocianos extraíbles (ApH 3,2) con  $R= -0,96$  ( $p= 0,04$ ) y azúcares con  $R= -0,95$  ( $p= 0,05$ ). El peso sano se correlacionó significativamente con el potencial de antocianos con un  $R= -0,94$  ( $p= 0,09$ ), la riqueza fenólica con

R= -0,97 (p= 0,03), acidez R= 0,99 (p= 0,01) y pH con R= -0,97 (p= 0,03). Por otra parte, el pH se correlacionó significativamente con la acidez (R= -0,97, p= 0,03) y los azúcares (R= 0,91, p= 0,09). En las variables climáticas, temperatura y luz medidas a nivel de la canopia, se registró una correlación positiva entre ellas con R= 0,97 (p= 0,03).

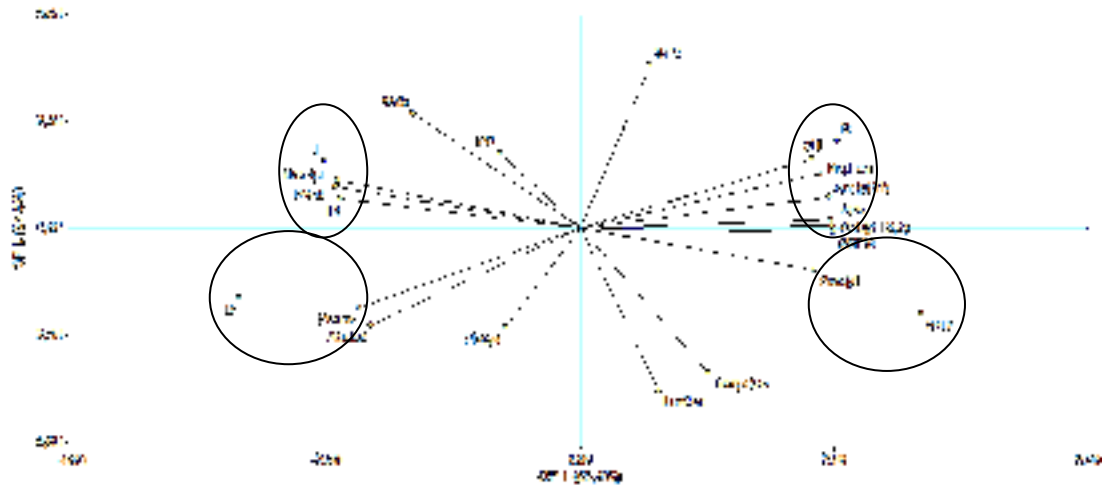


Figura N° 27. Diagrama de Componentes Principales para los años del estudio evaluadas en cosecha.

Tabla N° 7. Matriz de correlaciones (coeficientes/probabilidades) entre variables del ACP.

	Rend	Psano	SFE	SFE/R	PP	IR	Pbaya	A(pH1)	A(pH3,2)	Riq F	Nrac	Prac/pl	Ac	pH	Azuc	Temp	Luz	Ψwb
Rendimiento	1	0,25	0,97	0,02	0,54	0,05	0,81	0,09	0,04	0,16	0,01	0,07	0,33	0,21	0,05	0,3	0,47	0,22
Peso sano	0,75	1	0,35	0,13	0,8	0,29	0,37	0,06	0,13	0,03	0,3	0,35	0,01	0,03	0,09	0,91	0,87	0,78
SFE	-0,03	-0,65	1	0,75	0,53	0,85	0,51	0,56	0,69	0,43	0,99	0,92	0,26	0,36	0,7	0,31	0,17	0,61
SFE/R	-0,98	-0,87	0,25	1	0,64	0,06	0,69	0,02	0,01	0,06	0,04	0,08	0,19	0,1	0,01	0,47	0,66	0,33
Peso poda	0,46	0,2	0,47	0,25	1	0,85	0,51	0,77	0,77	0,86	0,63	0,86	0,91	0,95	0,59	0,29	0,36	0,8
Índice Raváz	0,95	0,71	-0,15	-0,94	0,15	1	0,98	0,1	0,03	0,15	0,03	0	0,33	0,18	0,1	0,44	0,59	0,17
Peso baya	0,19	0,63	-0,49	-0,31	0,49	-0,02	1	0,61	0,76	0,56	0,92	0,9	0,38	0,57	0,58	0,84	0,68	0,55
A(pH1)	-0,91	-0,94	0,44	0,98	-0,23	-0,9	-0,39	1	0,02	0,01	0,11	0,14	0,09	0,03	0,02	0,66	0,86	0,47
A(pH3,2)	-0,96	-0,87	0,31	0,99	-0,23	-0,97	-0,24	0,98	1	0,05	0,04	0,06	0,17	0,08	0,03	0,53	0,72	0,32
Riqueza fenólica	-0,84	-0,97	0,57	0,94	-0,14	-0,85	-0,44	0,99	0,95	1	0,18	0,2	0,04	0,01	0,05	0,79	0,99	0,57
N° racimos	0,99	0,7	-0,01	-0,96	0,37	0,97	0,08	-0,89	-0,96	-0,82	1	0,03	0,37	0,23	0,07	0,3	0,45	0,16
Peso rac/planta	-0,93	-0,65	0,08	0,92	-0,14	-1	0,1	0,86	0,94	0,8	-0,97	1	0,4	0,23	0,14	0,4	0,54	0,12
Acidez mosto	0,67	0,99	-0,74	-0,81	0,09	0,67	0,62	-0,91	-0,83	-0,96	0,63	-0,6	1	0,03	0,14	0,96	0,75	0,85
pH mosto	-0,79	-0,97	0,64	0,9	-0,05	-0,82	-0,43	0,97	0,92	0,99	-0,77	0,77	-0,97	1	0,09	0,89	0,9	0,63
Azúcares	-0,95	-0,91	0,3	0,99	-0,41	-0,9	-0,42	0,98	0,97	0,95	-0,93	0,86	-0,86	0,91	1	0,51	0,72	0,42
Temperatura	-0,7	-0,09	-0,69	0,53	-0,71	-0,56	0,16	0,34	0,47	0,21	-0,7	0,6	0,03	0,11	0,49	1	0,03	0,19
Luz	-0,53	0,13	-0,83	0,34	-0,64	-0,41	0,32	0,14	0,28	-0,01	-0,55	0,46	0,25	-0,1	0,28	0,97	1	0,23
Ψhfb	0,78	0,22	0,39	-0,67	0,21	0,83	-0,45	-0,53	-0,68	-0,43	0,84	-0,88	0,15	-0,37	-0,58	0,81	0,77	1

Referencias: SFE- superficie foliar, SFE/ R-superficie foliar sobre rendimiento, ApH 1 y ApH 3,2- Antocianos totales y extraíbles, Ψhfb- potencial hídrico foliar de base.

## **4. DISCUSIÓN**

### **4.1. RESPUESTA FISIOLÓGICA**

#### **4.1.1. Rendimiento e indicadores vitícolas en cosecha**

El rendimiento en cosecha (Kg/pl) fue significativamente superior para todos los tratamientos en el año 2012 respecto al 2013. Esto indicaría que hubo un efecto año y se comprueba al analizar la respuesta en el T (que no tuvo intervenciones) entre años, asociado al mayor número de racimos que hubo en el 2012. Se evidenció durante los años de evaluación una correlación positiva entre el rendimiento y el número de racimos, con valores de  $R_s = 0,97$  ( $p = 0,01$ ). Esto coincide con lo reportado por Clingeffer y Krstic (2001), quien menciona que número de racimos explica entre el 60 y el 70 % de la variabilidad anual del rendimiento.

El resultado en los años de estudio estuvo fuertemente condicionado por el efecto año, evaluado a través de factores climáticos: temperatura, luminosidad y disponibilidad hídrica durante el período floración-cuajado de la estación previa, siendo determinante de los rendimientos obtenidos (Keller, 2010; Santos *et al.*, 2012). Es conocido el concepto de que en floración, se definen tanto el número y el peso de la baya del año siguiente (proceso de inducción), concretándose a su vez, por medio de la diferenciación floral, el rendimiento de ese ciclo productivo. En el rendimiento obtenido en el estudio, el efecto año tuvo mayor impacto que el efecto tratamiento, explicado por factores climáticos durante los procesos de floración y cuajado (noviembre). La formación de inflorescencias tiene requerimientos de temperaturas cálidas ( $>20$  °C y  $<30$  °C), alta luminosidad ( $> 200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{sec}^{-1}$ ) y un adecuado suministro de agua y nutrientes (Keller, 2010). Keller (2010), reporta que el número de bayas es altamente vulnerable al estrés ambiental justo antes de la floración, donde un estrés

hídrico severo durante este período, reduciría el número de inflorescencias. Entre los factores climáticos registrados en cada año de evaluación, el déficit hídrico fue el factor que limitó la diferenciación floral. Los déficits hídricos de -95 mm, durante el mes de noviembre del 2012, incidieron de manera significativa en el menor rendimiento obtenido en la cosecha 2013. Esto está asociado a una reducción del número de racimos, en coincidencia con lo señalado por numerosos autores (Clingeffer y Krstic, 2001; Dry *et al.*, 2010). Las temperaturas registradas y la luminosidad, no representaron una limitante entre años durante el período de floración, logrando cubrir los requerimientos reportados como óptimos, asegurando un correcto desarrollo de las inflorescencias.

El tamaño de la baya fue otro componente del rendimiento que mostró gran variabilidad entre años, siendo el T el tratamiento con los menores registros en el 2012, y en el 2013 fue menor el registro en el R+D. Esta respuesta podría estar explicada por varios factores, por un lado, la interacción de factores ambientales, como el déficit hídrico (Roby y Matthews, 2004; Barbagallo *et al.*, 2011) y la temperatura (Keller, 2010) y por otro lado, la carga productiva (Gambetta *et al.*, 2010). Las bayas más pequeñas, obtenidas en el T durante la vendimia 2012, podrían estar asociadas con las mayores restricciones hídricas durante el período envero-cosecha, consideradas de fuertes a muy fuertes según Deloire *et al.* (2006) y Ojeda *et al.* (2008). Estos autores reportan además que los efectos fisiológicos de la restricción, relacionados al estado fenológico en que ocurre el déficit, inciden directamente en el tamaño de baya. Esto se debería a una detención del crecimiento vegetativo y por ende a una reducción importante de la fotosíntesis y de la acumulación de carbohidratos. Por otro lado, el tratamiento T también se asocia a una mayor carga, la cual tiene un efecto fundamental en el peso de la baya, considerando que un incremento de la misma conlleva a una reducción del peso medio de las bayas (Wolf *et al.*,

2003; Petrie *et al.*, 2004; Reynolds *et al.*, 2004, Keller y Mills, 2007). Los mayores rendimientos por planta y número de bayas por racimo del tratamiento T indican una mayor competencia dentro del racimo, resultando en bayas individualmente más pequeñas en cosecha, si bien la vid tiene la capacidad de compensar las diferencias en el número de bayas por planta, cambiando su tasa de crecimiento. En consecuencia, el tamaño final de la baya aumenta con la disminución del número de bayas. Este crecimiento compensatorio puede verse limitado por un déficit hídrico severo luego de envero (Roby y Matthews, 2004; Keller *et al.*, 2008; Ojeda *et al.*, 2008), tal como ocurrió en el año 2012. Estos dos factores fueron los determinantes del resultado en cosecha, a diferencia de la temperatura que no fue limitante, ya que no sobrepasó el umbral registrado como condicionante para el crecimiento de la baya ( $temp > 35\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) (Keller, 2010; Spayd *et al.*, 2002). En el 2013 los resultados fueron opuestos, sugiriendo que las técnicas de cultivo aplicadas, junto con una restricción hídrica moderada en post-envero, disminuyeron el tamaño de baya sin afectar su contenido de azúcares. Esto se podría explicar por dos factores que son determinantes del crecimiento de la baya: la disponibilidad hídrica y la temperatura. Una restricción hídrica media y progresiva presente en los períodos: floración, cierre del racimo y envero, implicando un efecto fisiológico “favorable” desde el punto de vista enológico y productivo, según lo mencionan Deloire *et al.* (2006) y Ojeda *et al.* (2008). Esta restricción significó que las plantas tuvieran un vigor controlado y un crecimiento vegetativo disminuido, junto con una disminución irreversible del tamaño de baya, pero sin perturbaciones bioquímicas. Por otro lado, las temperaturas en el R+D durante la maduración (de  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ , para el 90 DDF) superaron los  $35\text{ }^{\circ}\text{C}$ , condicionando el crecimiento (Keller, 2010; Spayd *et al.*, 2002). Las técnicas de cultivo están focalizadas en limitar la variabilidad del tamaño de baya, de manera de mejorar el control sobre el proceso de maduración, la calidad de la uva y el estilo del vino (Barbagallo *et al.*, 2011), debido a la variabilidad en proporciones de cáscara, pulpa y semillas (Roby y Matthews, 2004). En nuestro estudio se verificó una mayor



variabilidad del tamaño de bayas en el 2012 que en el 2013, lo que puede haber sido determinado primordialmente por limitantes climática y con menor incidencia por las técnicas de cultivo.

Al evaluar el estatus sanitario de la uva cosechada en cambio, se comprobó un mayor efecto tratamiento en la variable peso sano. Los tratamientos con deshojados (D y R+D) mostraron significativa superioridad para los años del estudio, aun al evaluarse su efecto como técnica individual. El deshojado manual al 15 % en cuajado incidió favorablemente en la respuesta sanitaria de la uva, lo que se evidenció a través de la obtención de mayor peso sano en este tratamiento. Esto se podría explicar a la modificación efectiva las condiciones micro climáticas (temperatura y luminosidad) de la canopia. El deshojado logró efectos a nivel del racimo, que contrarrestaron las condiciones pre disponentes para el desarrollo de podredumbres en maduración, en acuerdo a lo citado por varios autores (Sabbatini y Howell, 2010; Intrigliolo *et al.*, 2014). Los factores climáticos a nivel del racimo con mayor variabilidad fueron: las temperaturas máximas y la luminosidad, para ambos años del estudio por efecto del deshojado. Esto se verifica al comparar los registros de temperaturas máximas y luminosidad de canopia en dos momentos fenológicos (Tabla 3), para los tratamientos deshojados respecto al tratamiento T. En el 2012, se obtuvieron diferencias de hasta 1 °C en temperaturas máximas para las dos fechas analizadas (75 DDF y al 91 DDF) en el D, sin contar con los registros de luz. El R+D registro un aumento de 3 °C y una luminosidad 1,4 veces mayor del T a inicio de envero (75 DDF) y 1 °C junto con 1,7 veces más de luz al 91 DDF. En el 2013, el D muestra aumentos de hasta 4 °C al inicio de envero (76 DDF) y de 3 °C (91 DDF) respecto al T, y en términos de luminosidad el D tiene hasta 1,8 veces más luz que el T (en 91 DDF) para el 2013. Para el R+D, se acentúa la diferencia con 9 °C de temperatura para ambas fechas y una

luminosidad mayor, correspondiéndose hasta 4,6 veces el registro de luminosidad del tratamiento T.

Analizando anualmente el rendimiento obtenido en cosecha, se confirma el impacto significativo y superior de los tratamientos raleados en el balance fuente-fosa, en comparación a los deshojados, coincidiendo con Palliotti *et al.* (2012) y con Intrigliolo *et al.* (2014). El deshojado como técnica individual no modificó el balance fuente-fosa evaluado a través de los índices vitícolas (SFEp), pudiendo estar explicado por la intensidad sub óptima de su aplicación (15 %). Los indicadores vitícolas (relación SFEp/R, IR y PP), confirman mas allá de la significancia estadística presentada en cada caso, el impacto de los tratamientos raleados sobre el balance fisiológico; en contraposición al D, que no logró incidir sobre la relación SFEp/R. La respuesta de los tratamientos raleados se asocia directamente a los índices obtenidos, cuyos valores estuvieron dentro de los rangos óptimos, siendo para SFE/R= 1 (Deloire, 2007; Palliotti *et al.*, 2012) y para el IR, valores entre 6-8 (Ferrer *et al.*, 2007). Las mayores relaciones de SFEp/R, se obtuvieron con los tratamientos raleados, representando conceptualmente un balance fisiológico favorable, sugiriendo una mayor reserva de almidón y carbohidratos en troncos y raíces (Zufferey *et al.*, 2012). El IR, confirma que en el 2012, los tratamientos raleados alcanzaron un equilibrio fisiológico, pero no mantuvieron esa tendencia para el 2013, mostrando una asociación directa con los rendimientos de cada año de estudio. Es importante mencionar que el IR incluye en su cálculo los valores de PP, como indicativo del vigor de las plantas, y el mismo se mantuvo invariable para ambos años. Esta respuesta concuerda con lo reportado por Pedò *et al.* (2012), quienes manifiestan que el raleo de racimos llevado a cabo en viñedos desequilibrados por un exceso de producción, resulta en mejoras significativas en la calidad. Sin embargo, en viñedos “balanceados”, no necesariamente se producen los mismos efectos positivos. Es por ello

que la evaluación inicial de las plantas es fundamental para determinar la condición de equilibrio, comprobando así la verdadera necesidad de combinar las intervenciones de manejo de la canopia (Pedò *et al.* 2012). Al considerar lo mencionado anteriormente, junto con el número de racimos y el IR del 2013, se establece la hipótesis de que en el segundo año del estudio probablemente no hubiese sido necesario ralea racimos en enero para mantener los valores de equilibrio fisiológico de las plantas.

#### **4.1.2. Evolución del ácido abscísico**

El ABA durante el ciclo productivo del año 2013, se caracterizó por presentar dos picos de concentración a lo largo del desarrollo de bayas. El primero en post-cuajado (40 DDF) y el segundo 15 días luego del enero (90 DDF), mostrando una cinética similar a la reportada por Zhang *et al.* (2003), Peppi *et al.* (2007), Davies y Bottcher (2009), Owen *et al.* (2009) y Deloire (2010). Gouthu y Deluc (2015) citan que en etapas iniciales del proceso de maduración de la uva, las auxinas y el ABA parecen ser los reguladores claves, pero una vez finalizado el crecimiento de las semillas (inicio de enero), hay una relativa interrupción en los niveles de dichas hormonas en el pericarpio (hollejo). Este comportamiento de las concentraciones de ABA, parecería estar asociado al rol de este fitorregulador, como señal desencadenante del proceso de maduración, e iniciador de la acumulación de compuestos primarios y secundarios (Okamoto *et al.* 2004; Baydar y Harmankaya, 2005; Deytieux *et al.* 2007; Peppi *et al.* 2007; Davies y Bottcher, 2009). Los niveles de ABA medidos en bayas fueron altos durante la etapa de maduración, presentando correlaciones positivas y elevadas con los sólidos solubles de  $R_s = 0,68$  ( $p = 0,04$ ) y con la acidez valores negativos de  $R_s = -0,66$  ( $p = 0,02$ ), coincidiendo con lo reportado por Peppi *et al.* (2007).

Los contenidos de carbohidratos solubles en el 2013 muestran una acumulación progresiva en todos los tratamientos desde post-cuajado hasta cosecha, iniciándose con la acumulación de glucosa anticipadamente a la de fructosa, coincidiendo con Hunter *et al.* (1991). Los niveles de ABA obtenidos presentaron correlaciones con los contenidos de carbohidratos con valores de  $R_s = 0,46$  ( $p = 0,05$ ) para glucosa y  $R_s = 0,56$  ( $p = 0,01$ ), para fructosa, respectivamente. Además el R+D fue el tratamiento que presentó mayor acumulación de carbohidratos, coincidiendo con lo reportado por Hunter *et al.* (1991). Esta respuesta confirma la hipótesis de que la acumulación de carbohidratos estuvo asociada a los contenidos del ABA, comprobando su rol como señal desencadenante del proceso de maduración en envero.

En el 2013, los niveles de ABA de los distintos tratamientos muestran que el T alcanzó las máximas concentraciones 15 días pos-envero, presentándose con correlaciones significativas de  $R_s = 0,93$  ( $p = 0,01$ ) respecto al estrés hídrico al cual estuvieron sometidas las plantas en ese momento fenológico (91 DDF), coincidiendo con lo reportado por Davies y Bottcher (2009). Este resultado se correlaciona en términos absolutos con los mayores valores de estrés hídrico alcanzados en maduración, confirmando la participación del ABA como señal reguladora de la apertura estomática (Zhang *et al.* 2009) y la transpiración en respuesta a condiciones hídricas deficitarias (Owen *et al.* 2009). Por otro lado, Yamane *et al.* (2006) reportan que la temperatura en la etapa III del desarrollo, condiciona las concentraciones del ABA. En nuestro estudio se obtuvo una significativa correlación entre la temperatura registrada en la canopia y los niveles de ABA con valores de  $R_s = -0,76$  ( $p = 9,8E-4$ ). Yamane *et al.* (2006) indican además que la concentración de ABA puede ser superior (hasta 1,6 veces), en bayas cuya temperatura esta en el rango de 20 °C a 30 °C en este período. Esto se comprueba en base a lo obtenido en el T para ese

momento fenológico (91 DDF), cuyos valores superan las concentraciones de ABA de 1,6 veces respecto al R+D, 1,3 veces respecto al D y 1,2 veces respecto al R. Estos resultados indican que las altas temperaturas (temp > 30 °C) durante la maduración, especialmente en la etapa III, pueden afectar la producción y/o degradación del ABA endógeno afectando la expresión de los genes de las enzimas participantes en la bio-síntesis de los antocianos (Yamane *et al.*, 2006). Por otro lado, esta respuesta tiene consecuencias sobre los contenidos de antocianos y polifenoles totales, siendo éstos valores mayores en el tratamiento R.

## **4.2. COMPOSICIÓN DE LA UVA**

La modificación del balance fuente-fosa, a través de las técnicas de cultivo, favorece las condiciones micro climáticas de la canopia, influyendo la composición de la uva (Downey *et al.*, 2006; Poni *et al.*, 2006; Guidoni *et al.*, 2008). La respuesta medida a través de la síntesis de metabolitos primarios y secundarios fue favorecida con las prácticas de deshojados y raleos, teniendo mayor incidencia la extracción de fosas en envero, mostrando significativa superioridad durante la maduración y en cosecha.

### **4.2.1. Metabolismo primario**

La composición de la uva expresada a través de sus metabolitos primarios (azúcares y ácidos) estuvo condicionada por el efecto año. En el año 2013 se obtuvieron mayores contenidos de azúcares respecto al 2012, sugiriendo que las condiciones climáticas (temperatura, luz y disponibilidad hídrica) incidieron favorablemente en la fotosíntesis durante el período de maduración en el segundo año. Uno de los factores climáticos fundamentales y determinantes de la respuesta obtenida en cada año, fue el

déficit hídrico presente durante la etapa de maduración del 2012, siendo caracterizada como una restricción severa ( $\Psi_{hfb} > -6$  bares), según Deloire *et al.* (2006) y Ojeda *et al.* (2008). Estos autores sugieren con niveles de déficit hídrico,  $\Psi_{hfb} > -6,0$  bares, durante la maduración, tienen implicancias a nivel de la fotosíntesis, pudiendo provocar un detenimiento de la misma y limitar la acumulación de azúcares en la baya.

En la Fig. 22 A (correspondiente al año 2012), se puede observar que los tratamientos T y D en un determinado momento de la maduración detienen la acumulación de azúcares, sumado a que presentaron los menores pesos de baya en cosecha. En cambio los tratamientos raleados para ese mismo año, acumularon azúcares y aumentaron el tamaño de bayas simultáneamente durante el período de maduración, alcanzando en cosecha los mayores pesos de baya. Este comportamiento sugiere la hipótesis planteada por Deloire *et al.* (2006) y Ojeda *et al.* (2008), quienes reportan que según el umbral de restricción hídrica se puede afectar la actividad fotosintética al mismo tiempo que se reduce la acumulación de azúcares en baya. El tratamiento T fue el que presentó restricciones hídricas severas, con registros  $\Psi_{hfd} > -6,0$  bares a los 75DDF y cercanos a  $-8,0$  bares a los 105 DDF. Este registro y los datos de temperatura y HR de canopia, medidos para analizar la evolución diaria en el estado fenológico de enero (13/2/12), evidenciaron un comportamiento variable entre T y D. El tratamiento T presentó mayor consumo de agua lo que pudo deberse a un mayor follaje transpirando, ya que presentó un consumo de agua ligeramente superior durante el transcurso de la jornada (Fig. 17). Esto implicó someter a la viña a una situación de restricción hídrica de fuerte a muy fuerte, condicionando la fotosíntesis, crecimiento vegetativo y por ende, la acumulación de azúcares en la baya.

En el 2013 hubo mayor acumulación de azúcares que el 2012, manteniendo mayores contenidos de estos compuestos en los tratamientos raleados respecto a los tratamientos T y D. En el periodo de maduración del año 2013, las restricciones hídricas no fueron limitantes ( $-2,0 \text{ bares} < \Psi_{\text{hfb}} > -4,0 \text{ bares}$ ), sugiriendo que los procesos de fotosíntesis y la acumulación de azúcares durante la maduración no se vieron alterados. El nivel de estrés hídrico moderado impuesto y el momento en el cual ocurrió, no perturbó la carga de azúcares hacia la baya. En este año, los tamaños de baya en los tratamientos raleados fueron significativamente menores, y aun así no se detuvo la acumulación de azúcares ( $\Psi_{\text{hfb}} < -4,0 \text{ bares}$ ). Este resultado indicaría que la concentración de azúcares aumentó debido a la descarga continua desde el floema, y a la reducción del tamaño de baya consecuencia de la pérdida directa de agua.

La acumulación de azúcares durante la maduración también está sujeta a las condiciones de temperatura y luminosidad. Bergqvist *et al.* (2001) encontraron que los sólidos solubles ( $^{\circ}\text{Brix}$ ) aumentaban con la exposición de los racimos, hasta un máximo térmico de  $35 \text{ }^{\circ}\text{C}$  registrado para la acumulación de azúcares y una luminosidad de  $600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ sec}^{-1}$ . Hunter y Bonnardot (2011) reportan que el rango de temperaturas (mínimas y máximas) diarias para la obtención de azúcares y ácidos orgánicos es de  $25^{\circ}$  a  $30 \text{ }^{\circ}\text{C}$  y que oscilaciones de las mismas influyen en sus concentraciones. Los valores presentados en la Tabla 3, sugieren que el año 2012 se presentó con amplitudes térmicas superiores a las registradas en el año 2013, analizadas a los 75 DDF y 90 DDF, determinadas principalmente por las temperaturas máximas. Sin embargo, al analizar el efecto de las temperaturas por encima de  $35 \text{ }^{\circ}\text{C}$  sobre la fotosíntesis, se observó que en el 2012 (a los 90 DDF) los tratamientos deshojados estuvieron por encima del umbral crítico, de 4 a 5 h, significando una detención del proceso fotosintético por estrés térmico. Los registros de luminosidad obtenidos

indican que existieron entre 1 y 2 h con valores por encima de los  $600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , en el T y R+D respectivamente.

En el 2013, las temperaturas máximas absolutas analizadas a los 76 DDF y 91 DDF mostraron que la amplitud térmica (diferencia entre las temp. máx y mín.), fue menor respecto al año anterior, pudiendo ser explicado por temperaturas extremas menores (recordar que temp. máx cercanas a  $40 \text{ }^\circ\text{C}$  para ese año, en contraposición al 2012 que sobrepaso ese valor), siendo favorable para la acumulación de azúcares. A su vez, el tratamiento R+D fue el único que presentó un detenimiento de la fotosíntesis de 3 h, por estrés térmico para ambas fechas de análisis. En términos lumínicos, este tratamiento excedió el umbral crítico (luminosidad  $> 600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) de 5 h a los 76 DDF y de 4 h en el 90 DDF, indicando que tuvo una perturbación por estrés lumínico en la acumulación de azúcares. En el 2013, las temperaturas máximas y mínimas estuvieron por debajo de los registros del año anterior, favoreciendo las condiciones de una amplitud térmica durante la maduración, con efectos positivos sobre la síntesis de azúcares. En términos generales, al considerar los umbrales reportados como óptimos (temp de  $\leq 35 \text{ }^\circ\text{C}$ ) para la síntesis de azúcares, se puede observar que en el 2012 las temperaturas máximas alcanzadas fueron superiores al 2013 (Tabla 3), pudiendo significar un estrés térmico para las plantas. Por otro lado, las mínimas fueron mayores en el 2012, sugiriendo que los umbrales de temperatura fueron más favorables durante el periodo de maduración en el 2013. Las condiciones de luminosidad tuvieron efectos positivos en ambos años del estudio.

Los contenidos de azúcares en los tratamientos raleados fueron superiores en síntesis y acumulación, en los años de estudio, en acuerdo a lo reportado por diversos autores (Pastore *et al.*, 2011; Intrigliolo *et al.*, 2014;



Parker *et al.*, 2015). Esto confirma que el raleo, fue la práctica más efectiva para aumentar la síntesis de azúcares al reducir del número de fosas en un momento clave para la acumulación como lo es el inicio de la maduración, permitiendo así una mayor partición de foto-asimilados hacia los racimos restantes (Pastore *et al.*, 2011). Por otro lado, con el raleo en enero se lograron obtener plantas más equilibradas, contribuyendo a la obtención de producciones sostenibles en el tiempo (Ferrer *et al.*, 2011). La acumulación de azúcares en bayas fue acelerada por el raleo de racimos, confirmando el mayor impacto de esta técnica respecto al deshojado, aun así la aplicación en conjunto de ambas técnicas, potenciaron los efectos significativos superiores. En este sentido, Zufferey *et al.* (2012), indican que la relación hoja/fruto, expresada por el área foliar expuesta/rendimiento, influyó sustancialmente sobre el contenido de azúcares solubles en bayas, dependiendo directamente de la carga, que al bajar la misma en enero, por efecto del raleo, aumentó la partición hacia las fosas demandantes. El deshojado en cuajado (D) evaluado como técnica individual, resulto en un retraso del inicio de enero y en una menor tasa de acumulación de sólidos solubles, en concordancia con Baeza *et al.* (1999). Este efecto causado con el deshojado en cuajado, está asociado directamente a la reducción de fuente y la carga de fosas, determinando un desbalance fisiológico desfavorable para la síntesis de compuestos de la uva.

En la composición de la baya, es importante el rol de la acidez total del mosto, representando principalmente los ácidos tartárico y málico, cuya evolución es decreciente a lo largo de la maduración por, disociación con sales, respiración y/o dilución (Sweetman *et al.*, 2009). El tratamiento D fue el presente mayor acidez total, a lo largo de todo el período evaluado y hasta cosecha para los dos años, mientras que los tratamientos raleados presentaron los menores valores. Este resultado está de acuerdo con lo reportado por Bergqvist *et al.* (2001), Spayd *et al.* (2002) y Sweetman *et al.* (2012), quienes sostienen que la sobre-exposición a la luz de racimos

implica una bajada general de la acidez total, partiendo de niveles altos en pre-envero y bajos post envero, debido al consumo del ácido málico por el proceso de respiración. En el 2012, no hubo diferencias significativas en los contenidos de acidez titulable entre los tratamientos en concordancia con Hunter *et al.* (1991), confirmando la hipótesis de que la intensidad de la defoliación realizada en cuajado al 15 % fue escasa para lograr un efecto significativo. Por otro lado, en el segundo año hubo diferencias respecto a los tratamientos raleados, sugiriendo que el raleo es la práctica que expone más eficientemente los racimos a la luz. Esto significaría una reducción mayor de la acidez titulable, por aumento de temperatura y una mayor respiración. La acidez total y el pH se correlacionaron de forma inversa con valores significativos de  $R_s = -0,97$  ( $p = 0,03$ ). Baeza *et al.* (1999), reportan que la acidez y el pH dependen de factores ligados al posicionamiento y sombreado de la canopia, pudiendo relacionarse altos valores de pH con plantas estresadas en términos lumínicos, térmicos e hídricos. Considerando esto, en el 2012 los mayores valores de pH se obtuvieron en los tratamientos raleados, pudiendo ser un indicativo de la mayor exposición térmica y lumínica a la que estuvieron sometidos, sobre todo el R+D, en concordancia con Spayd *et al.* (2002). En el 2013, no hubo diferencias estadísticas, el R fue el tratamiento con mayor pH y el R+D con los menores valores de este parámetro.

El factor hídrico, fue condicionante y determinante de la respuesta obtenida en cada año del estudio, evaluada en términos productivos y composicionales de la uva. La respuesta obtenida confirma los efectos esperados de las técnicas de cultivo aplicadas, permitiendo “amortiguar” o disminuir la incidencia del factor hídrico a nivel fisiológico de la planta, favoreciendo los componentes de calidad en uvas. Los resultados sugieren que el metabolismo general de la vid cambia favorablemente por efecto de los raleos realizados en envero, principalmente en términos de un mejor

balance fuente- fosa. El raleo de racimos mostró una mayor síntesis y acumulación de compuestos primarios, favorecida por una mejora del microclima de la canopia. Además, hubo una mejor partición de fotoasimilados hacia los racimos restantes, aumentando la acumulación individual de cada uno. La respuesta por efecto de la defoliación en cuajado no fue tan clara, pudiendo influir en un retraso de la maduración, pero combinada con el raleo de racimos en enero, la respuesta obtenida en cuanto a la composición, sugeriría que hubo un efecto compensatorio.

#### **4.2.2. Metabolismo secundario en cosecha**

En el 2012 los contenidos fenólicos fueron significativamente menores al 2013, sugiriendo ser una respuesta condicionada por la disponibilidad hídrica, con incidencia cuantitativa y cualitativa sobre los procesos enológicos de la uva (Deloire *et al.*, 2006; Ojeda *et al.*, 2008). Estos mismos autores, categorizan los valores de potenciales hídricos de las plantas durante la maduración, afirmando que valores de  $\Psi_{hfb} > -5,5$  bares, significaron una restricción severa durante ese año, lo cual explicaría su incidencia limitando la síntesis de los compuestos secundarios. Con respecto a la respuesta de los diferentes tratamientos en el año 2012, el R+D fue el que revirtió levemente esa situación, en la medida que mejoraron las condiciones de luminosidad y temperatura por efecto de las técnicas de cultivo aplicadas. Por otro lado, estos compuestos secundarios, se correlacionaron inversamente con los rendimientos, obteniéndose los siguientes valores con los antocianos totales  $R_s = -0,91$  ( $p = 0,09$ ), con los antocianos extraíbles  $R_s = -0,96$  ( $p = 0,04$ ) y con la riqueza fenólica  $R_s = -0,84$  ( $p = 0,16$ ). La composición fenólica, estuvo condicionada por el efecto año, marcado fundamentalmente por factores climáticos (disponibilidad hídrica, temperatura, luminosidad), siendo determinantes de los contenidos obtenidos, influyendo directamente, a través del estímulo o inhibición de su

síntesis (Bergqvist *et al.*, 2001; Spayd *et al.*, 2002; Deloire *et al.*, 2006; Ojeda *et al.*, 2008).

En el 2013, los tratamientos raleados (R y R+D) fueron significativamente superiores al T y D en cuanto al contenido de antocianos potenciales y extraíbles y riqueza fenólica. Esto confirma la hipótesis de que la técnica de raleo, en ausencia de restricciones hídricas durante la etapa de maduración, fue la más eficiente en modificar el microclima de la canopia, favoreciendo en este caso, la síntesis de compuestos secundarios. Pero aun entre los tratamientos raleados, el R fue superior respecto al R+D, pudiendo haber incidido múltiples factores, el efecto temperatura y su amplitud térmica (Mori *et al.*, 2005; Mori *et al.*, 2007; Hunter y Bonnardot, 2011), el factor lumínico y su interacción con la temperatura (Bergqvist *et al.*, 2001; Spayd *et al.*, 2002; Downey *et al.*, 2006; Yamane *et al.*, 2006; Nicholas *et al.*, 2011) y el factor hídrico en maduración (Deloire *et al.*, 2006; Ojeda *et al.*, 2008). En este caso, el factor que parece tener mayor incidencia en la respuesta fue el lumínico (Tabla 3), con registros próximos al óptimo ( $< 200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{sec}^{-1}$ ) de acuerdo a Bergqvist *et al.* (2001). En segundo lugar, el factor térmico, evaluado sobre las temperaturas máximas registradas en canopia para el día 90 DDF, fueron favorables para el R, con valores de  $32 \text{ }^\circ\text{C}$ , mostrando una diferencia de  $2 \text{ }^\circ\text{C}$  por debajo del D y  $8 \text{ }^\circ\text{C}$  por debajo del R+D (Tabla 3). En cuanto a la amplitud térmica analizada en base a registros de temperatura de canopia para el mismo día, se observó que tanto los raleados como el D, presentaron oscilaciones de temperaturas diurnas y nocturnas, con óptimos de amplitud térmica en el rango de  $15^\circ$  a  $25 \text{ }^\circ\text{C}$  (Hunter y Bonnardot, 2011). Sin embargo en este caso, la luminosidad fue el factor limitante, con valores  $> 2000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{sec}^{-1}$ . Los valores obtenidos en R+D, puede ser explicado por un efecto combinado entre la luminosidad y la temperatura máxima de la canopia, siendo explicado además por el tiempo de exposición a las condiciones de estrés lumínico y térmico. Esta

combinación de factores pudo haber sido sinérgica a temperaturas moderadas, como lo ocurrido en R y potencialmente antagónicas con altas temperaturas, como en R+D, según lo reportado por Tarara *et al.* (2008).

Es importante mencionar además, que hubo una variante metodológica en la determinación de los compuestos fenólicos pudiendo sobre estimar la cuantificación de los contenidos polifenólicos en el año 2013. Las variantes fueron, que se trabajo sobre muestras liofilizadas, se cambió la técnica de extracción por lo que los resultados entre años no son comparables.

## **5. CONCLUSIONES**

La modificación del balance fuente/fosa favoreció los atributos de calidad de la uva en cosecha, evaluados a través de los compuestos primarios (azúcares y ácidos) y secundarios (polifenoles totales, entre los cuales los antocianos).

El balance fuente-fosa mejoró significativamente la síntesis de compuestos primarios, cuando se aplicaron las dos técnicas de cultivo en forma conjunta.

El balance fisiológico estuvo condicionado y determinado por un efecto año, evaluado a través de factores climáticos, caracterizado principalmente por una menor disponibilidad hídrica durante la maduración del año 2012. Este factor limitó los procesos de síntesis de compuestos enológicos de la uva.

La relación fuente/fosa fue modificada de manera más eficiente por el raleo de racimos en enero, en contraposición al deshojado en cuajado, de acuerdo con los rendimientos y sus componentes, otros indicadores vitícolas y la composición bioquímica de la baya.

La modificación del balance por efecto de la disminución de fosas, permitió obtener plantas más equilibradas fisiológicamente, favoreciendo la relación entre la producción de foto-asimilados y su acumulación. Al mismo tiempo que, aumento la partición de asimilados. Esta mejora se evidencio a través de los contenidos de azúcares, acidez total, pH y concentraciones de polifenoles totales y antocianos.

La modificación del balance, por efecto de la reducción de fuente del 15% (deshojado en cuajado) fue sub-óptima para incidir eficientemente en la determinación del rendimiento y los indicadores vitícolas. Aun así, logró incidir favorablemente en la sanidad de la uva, modificando factores microclimático de la canopia y contrarrestando las condiciones pre disponente para el desarrollo de podredumbres en maduración y cosecha.

La modificación conjunta “fuente –fosa” en el tratamiento R+D, modificó el microclima de la canopia y mejoro la exposición de los racimos, aumentando la luminosidad y temperatura, respecto al T.

El comportamiento de los fito-reguladores evaluado por la evolución del ABA, mostró una alta correlación con la disponibilidad hídrica de las plantas, siendo a su vez, un disparador del proceso de maduración en las uvas.

## **6. BIBLIOGRAFÍA**

- Antolín MC, Santesteban H, Santa María E, Aguirreolea J, Sanchez-Díaz M. 2008. Involvement of abscisic acid and polyamines in berry ripening of *Vitis vinifera* (L.) subjected to water deficit irrigation. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 14(2): 123-133.
- Baeza P, Bartolomé MC, Sotés V, Ruiz C, Lissarrague JR. 1999. Diferencias en la superficie foliar de cuatro sistemas de conducción de la vid y sus consecuencias en el desarrollo y la producción. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetal*, 14: 174-190.
- Baiano A, De Gianni A, Previtali MA, Del Nobile MA, Novello V, De Palma L. 2015. Effects of defoliation on quality attributes of Nero di Troia (*Vitis vinifera* L.) grape and wine. *Food Research International*, 75: 260-269.
- Ban T, Ishimaru M, Kobayashi S, Shiozaki S, Goto-Yamamoto N, Horiuchi S. 2003. Abscisic acid and 2,4-dichlorophenoxyacetic acid affect the expression of anthocyanin biosynthetic pathway genes in 'Kyoho' grape berries. *Journal Horticulture Sciences Biotechnology*, 78(4): 586-589.
- Barbagallo MG, Guidoni S, Hunter JJ. 2011. Berry Size and Qualitative Characteristics of *Vitis vinifera* L. cv Syrah. *South Africa Journal Enology Viticultural*, 32 (1): 129-136.
- Baydar NG, Harmankaya N. 2005. Changes in endogenous hormone levels during the ripening of grape cultivars having different berry set mechanisms. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 29: 205-210.
- Bergqvist J, Dokoozlian N, Ebisuda N. 2001. Sunlight exposure and temperature effects on berry growth and composition of Cabernet Sauvignon and Grenache in the Central San Joaquin Valley of California. *American Journal Enology Viticulture*, 52(1): 1-7.



- Blouin J, Guimberteau G. 2000. Maturation et maturité des raisins, Editions Féret. Bordeaux, France. 151p.
- Bobeica N, Poni S, Hilbert G, Renaud C, Gomes E, Delrot S, Dai Z. 2015. Differential responses of sugar, organic acids and anthocyanins to source-sink modulation in cabernet Sauvignon and Sangiovese grapevines. *Frontiers in Plant Science*, 6:382.
- Çakir B, Agasse A, Gaillard C, Saumonneau A, Delrot S, Atanassova R. 2003. A grape ASR protein involved in sugar and abscisic acid signaling. *The Plant Cell*, 15(9): 2165-2180.
- Carbonneau A. 1995. La surface foliaire exposée-guide pour sa mesure. *Le Progrès Agricole Viticole*, 9:204-212.
- Champagnol, F. 1984. *Eléments de physiologie de la vigne et viticulture générale*. Montpellier, Imp. Dehan. 351p.
- Clingeffer PR y Krstic M. 2001. *Crop Development, Crop Estimation and Crop Control to Secure Quality and Production of Major Wine Grape Varieties: A National Approach: Final Report to Grape and Wine Research & Development Corporation*. Grape and Wine Research & Development Corporation.
- Conde C, Silva P, Fontes N, Dias ACP, Tavares RM, Sousa MJ, Agasse A, Delrot S, Gerós H. 2007. Biochemical Changes throughout Grape Berry Development and Fruit and Wine Quality. *Global Science Books Food*, 1(1): 1-22.
- Coombe BG. 2001. Ripening berries- a critical issue. *Australian Viticulture*, 5: 28-34.
- Coombe BG. 1995. Adoption of a system for identifying grapevine growth stages. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 1(2): 104-110.
- Coombe BG. 1992. Research on development and ripening of the grape berry. *American Journal of Enology and Viticulture*, 43(1): 101-110.
- Dai ZW, Ollat N, Gomes E. 2011. Ecophysiological, genetic and molecular causes of variation in grape berry weight and

- composition: a review. *American Journal of Enology and Viticulture*, 62 (4): 413-425.
- Davies C, Bottcher C. 2009. Chapter 9: Hormonal Control of grape berry ripening. En: Prof. Dr. Kalliopi A. Roubelakis-Angelakis (ed). *Grapevine Molecular Physiology and Biotechnology*, 2nd edn. Commonwealth Scientific and Industrial Research Organisation Plant Industry. Australia. 229-261.
- Deloire A. 2010. Grapevine berry morphology and composition: A review. Stellenbosch, Sudáfrica: YearBook, Wineland Magazine, (12): 104-119.
- Deloire A, Carbonneau A, Wang Z, Ojeda H. 2006. Vid y agua. Una breve revisión. *Revista Enología*, (5): 36-42.
- Deytieux C, Geny L, Lapaillerie D, Claverol S, Bonneau M, Doneche B. 2007. Proteome analysis of grape skins during ripening. *Journal of experimental botany*, 58(7): 1851-1862.
- Downey M O, Dokoozlian N K, Krstic M. 2006. Cultural practice and environmental impacts on the flavonoid composition of grapes and wine: A review of recent research. *American Journal Enology Viticulture*, 57(3): 257-268.
- Downey M O, Harvey J S, Robinson S P. 2003. Analysis of tannins in seeds and skins of Shiraz grapes throughout Berry development. *Australian Journal Grape Wine Research*, 9(1): 15-27.
- Dry PR, Longbottom ML, McLoughlin S, Johnson TE, Collins C. 2010. Classification of reproductive performance of ten winegrape varieties. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 16(s1): 47-55.
- Ferrer M, Echeverría G, Carbonneau A. 2014. Effect of berry weight and its components on the contents of sugars and anthocyanins of three varieties of *Vitis vinifera* L. under different water supply conditions. *South African Journal of Enology and Viticulture*, 35 (1): 103-113.

- Ferrer M, González-Neves G, Echeverría G, Camussi G, Avondet R, Fourment M, Favre G, Salvarrey J. 2011. Efecto del estrés climático sobre la respuesta de la planta y la composición de la uva Tannat (*Vitis vinifera* L.) en viñedos del Uruguay. Revista Enología, 7.
- Ferrer M, González-Neves G, Priore E, Montaña A, Carbonneau A. 2008. Los componentes del rendimiento, la expresión vegetativa y los indicadores fisiológicos de *Vitis vinifera* L. cv Merlot en función de la arquitectura de la planta. Agrociencia Uruguay, 12(1): 6-19.
- Ferrer M, Pedocchi R, Michelazzo M, González-Neves G, Carbonneau A. 2007. Delimitación y descripción de regiones vitícolas del Uruguay en base al método de clasificación climática multicriterio utilizando índices bioclimáticos adaptados a las condiciones del cultivo. Agrociencia Uruguay, 11(1): 47-56.
- Ferrer M, González-Neves G. 2002. Resultados enológicos y productivos de la aplicación de diversas alternativas de raleo de racimos y distintas intensidades de poda invernal en *Vitis vinifera* L. cv. Tannat. Agrociencia Uruguay, 6(1): 53-62.
- Fourment M, Ferrer M, Quenol H. 2013. *Vitis vinifera* L. cv. Tannat: respuesta básica del cultivo frente a la variabilidad climática. Agrociencia Uruguay, 17(2): 24-54.
- Gagné S, Saucier C, Gény L. 2006. Composition and cellular localization of tannins in Cabernet Sauvignon skins during growth. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 54(25): 9465-9471.
- Gambetta GA, Matthews MA, Shaghasi TH, Mc Elrone AJ, Castellarin SD. 2010. Sugar and abscisic acid signaling orthologs are activated at the onset of ripening in grape. Planta, 232(1): 219-234.
- Glories Y, Augustin M. 1993. Maturité phénolique du raisin, conséquences technologiques: application aux millésimes 1991 et 1992. En: Proceedings of the Compte Rendu Colloque Journée Techn. CIVB, Bordeaux, France, 56-61pp.

- González-Neves G, Ferrer M, Gil G. 2012. Differentiation of Tannat, Cabernet Sauvignon and Merlot grapes from Uruguay according to their general composition and polyphenolic potential. *Comunicata Scientiae*, 3(1): 41-49.
- González-Neves G, Gil G, Guzmán F, Ferrer M. 2011. Potencial polifenólico de la uva: índices propuestos y posibles aplicaciones. *Comunicata Scientiae*, 2(2), 57-69.
- González-Neves G, Ferrer M, Gil G, Charamelo D, Balado J, Barreiro L, Bochicchio R, Gatto G, Tessore A. 2010. Estudio plurianual del potencial polifenólico de uvas Tannat. *Agrociencia Uruguay*, 14(2): 10-21.
- González-Neves G, Ferrer M. 2008. Efectos del sistema de conducción y del raleo de racimos en la composición de uvas Merlot. *Agrociencia Uruguay*, 12(2): 10-18.
- González-Neves G, Gil G, Barreiro L, Ferrer M, Franco J. 2006. Composición fenólica de las uvas de las principales variedades tintas de *Vitis vinifera* cultivadas en Uruguay. *Agrociencia Uruguay*, 10(2): 1-14.
- González-Neves G, Charamelo D, Balado J, Barreiro L, Bochicchio R, Gatto G, Moutounet M. 2004. Phenolic potential of Tannat, Cabernet-Sauvignon and Merlot grapes and their correspondence with wine composition. *Analytica Chimica Acta*, 513(1): 191-196.
- González-Neves G, Ferrer M, Carbonneau A, Moutounet M. 2003. Composición y color de vinos tintos provenientes de viñedos de la variedad Tannat conducidos en lira y en espaldera. In *Jornadas GiESCO*, 13. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República; INIA.
- González-Neves G, Gómez-Cordovés C, Barreiro L. 2001. Anthocyanic composition of Tannat, Cabernet Sauvignon and Merlot young red wines from Uruguay. *Journal of Wine Research*, 12(2): 125-133.

- Gouthu S, Deluc LG. 2015. Timing of ripening initiation in grape berries and its relationship to seed content and pericarp auxin levels. *BMC Plant Biology*, 15(1): 46.
- Guidoni S, Ferrandino A, Novello V. 2008. Effects of seasonal and agronomical practices on skin anthocyanin profile of Nebbiolo grapes. *American Journal of Enology and Viticulture*, 59(1): 22-29.
- Guidoni S, Allara P, Schubert A. 2002. Effect of cluster thinning on berry skin anthocyanin composition of *Vitis vinifera* cv. Nebbiolo. *American Journal of Enology and Viticulture*, 53(3): 224-226.
- Huglin P, Schneider C. 1998. *Biologie et écologie de la vigne*. París, Francia. Lavoisier, 2<sup>a</sup> Edición, 370p.
- Hunter JJ, Bonnardot V. 2011. Suitability of some climatic parameters for grapevine cultivation in South Africa, with focus on key physiological processes. *South Africa Journal Enology and Viticulture*, 32(1): 137–154.
- Hunter JJ, Volschenk CG, Marais J, Fouche GW. 2004. Composition of Sauvignon blanc Grapes as Affected by Pre-veraison Canopy Manipulation and Ripeness Level. *South African Journal Enology and Viticulture*, 25(1): 13-18.
- Hunter JJ, Eben A. 2002. Status of grapevine canopy management and future prospects. *Ciencia y Tecnología*, 21.
- Hunter JJ, Villiers OT, Watts JE. 1991. The Effect of Partial Defoliation on Quality Characteristics of *Vitis vinifera* L. cv. Cabernet Sauvignon Grapes 1. Sugars, Acids and pH. *South Africa Journal Enology and Viticulture*, 12(1): 42-50.
- INAVI (Instituto Nacional de Vitivinicultura). 2016. Estadísticas de viñedos- Datos departamentales 2016. Consultado el 1° de octubre 2016. Disponible en: [http://www.inavi.com.uy/uploads/archivos/estadisticas\\_de\\_vinedos\\_nacionales\\_ano\\_2016.pdf](http://www.inavi.com.uy/uploads/archivos/estadisticas_de_vinedos_nacionales_ano_2016.pdf).

- INIA (Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria). 2016. Registros climáticos del portal GRAS de la estación de Las Brujas. Consultado el 20 abril 2016. Disponible en: <http://www.inia.uy/investigaci%C3%B3n-einnovaci%C3%B3n/unidades/GRAS/Clima/Banco-datos-agroclimático>.
- Intrieri C, Filippetti I, Allegro G, Centinari M, Poni S. Early defoliation (hand vs mechanical) for improved crop control and grape composition in Sangiovese (*Vitis vinifera* L.). *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 14(1): 25-32.
- Intrigliolo DS, Llacer E, Revert J, Esteve MD, Climent MD, Palau D, Gomez I. 2014. Early defoliation reduces cluster compactness and improves grape composition in Mando, an autochthonous cultivar of *Vitis vinifera* from southeastern Spain. *Scientia Horticulturae*, 167: 71-75.
- Keller M. 2010. Managing grapevines to optimise fruit development in a challenging environment: a climate change primer for viticulturists. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 16(s1): 56-69.
- Keller M, Smithyman RP, Mills LJ. 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.
- Keller M, Mills LJ. 2007. Effect of pruning on recovery and productivity of cold-injured Merlot grapevines. *American Journal of Enology and Viticulture*, 58(3): 351-357.
- Kennedy J. 2002. Understanding grape berry development. *Practical winery & vineyard*, 4: 1-5.
- Kennedy JA, Hayasaka Y, Vidal S, Waters EJ, Jones GP. 2001. Composition of grape skin proanthocyanidins at different stages of berry development. *Journal Agricultural Food Chemistry*, 49(11): 5348-5355.

- Kliewer W M, Dokoozlian N K. 2005. Leaf area/crop weight ratios of grapevines: influence on fruit composition and wine quality. *American Journal Enology Viticulture*, 56(2): 170-181.
- Kliewer M. 1964. Influence of Environment on Metabolism of Organic Acids and Carbohydrates in *Vitis Vinifera*. I: Temperature. *Plant Physiology*, 30(6): 869-880.
- Kuhn N, Guan L, Wu Dai Z, Wu B-H, Lauvergeat V, Gomes E, Li S-H, Godoy F, Arce-Johnson P, Delrot S. 2014. Berry ripening: recently heard through the grapevine. *Journal of Experimental Botany*, 65 (16): 4543–4559.
- Matus JT, Loyola R, Vega A, Peña Neira A, Bordeu E, Arce-Johnson, Alcalde JA. 2009. Post-veraison sunlight exposure induces MYB-mediated transcriptional regulation of anthocyanin and flavonol synthesis in berry skins of *Vitis vinifera*. *Journal of Experimental Botany*, 60(3): 853-867.
- Montgomery DC. 2011. *Diseño y Análisis de Experimentos*. 2ª edición México: Limusa Wiley. Universidad Estatal de Arizona. 700pp.
- Mori K, Goto-yamamoto N, Kitayamam M, Hashizume H. 2007. Loss of anthocyanins in red-wine grape under high temperature. *Journal of Experimental Botany*, 58(8): 1935-1945.
- Mori K, Saito H, Goto-Yamamoto N, Kitayama M, Kobayashi S, Sugaya S, Gemma H, Hashizume K. 2005. Effects of abscisic acid treatment and night temperatures on anthocyanin composition in Pinot noir grapes. *Vitis-Geilweilerhof*, (4): 161-165.
- Nicholas KA, Mathews MA, Lobell DB, Willits NH, Field CB. 2011. Effect of vineyard-scale climate variability on Pinot noir phenolic composition. *Agricultural and Forest Meteorology*, 151(12): 1556-1567.
- OIV (Office International de la Vigne et du Vin). 1990. *Recueil des méthodes internationales d'analyse des vins et des moûts: édition officielle*, juin 1990. París, Francia. 368p.

- Ojeda H, Deloire A, Wang Z, Carbonneau A. 2008. Determinación y control del estado hídrico de la vid. Efectos morfológicos y fisiológicos de la restricción hídrica en vides. *Viticultura/ Enología Professional*, 90: 27-43.
- Okamoto G, Kuwamura T, Hirano K. 2004. Effects of water deficit stress on leaf and berry ABA and berry ripening in Chardonnay grapevines (*Vitis vinifera*). *Vitis- Geilweilerhof*, 43(1): 15-17.
- Ollat N y Gaudillere JP. 1998. The Effect of Limiting Leaf Area During Stage I of Berry Growth on Development and Composition of Berries of *Vitis vinifera* L. cv. Cabernet Sauvignon. *American Journal Enology Viticulture*, 49(3): 251-258.
- Owen SJ, Lafond MD, Bowen P, Bogdanoff C, Usher K, Abrams SR. 2009. Profiles of Abscisic Acid and Its Catabolites in Developing Merlot Grape (*Vitis vinifera*) Berries. *American Journal Enology Viticulture*, 60(3): 277-284.
- Palliotti A, Gardi T, Berrios JG, Civardi S, Poni S. 2012. Early source limitation as a tool for yield control and wine quality improvement in a high-yielding red *Vitis vinifera* L. cultivar. *Scientia Horticulturae*, 145: 10-16.
- Pan QH, Li MJ, Peng CC, Zhang N, Zou X, Zou KQ, Wang XL, Yu XC, Wang XF, Zhang DP. 2005. Abscisic acid activates acid invertases in developing grape berry. *Physiology Plantarum*, 125(2): 157-170.
- Parker AK, Hofmann RW, VanLeeuwen C, Mclachlan ARG, Trought MCT. 2015. Manipulating the leaf area to fruit mass ratio alters the synchrony of total soluble solids accumulation and titratable acidity of grape berries. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 21(2): 266-276.
- Pastore C, Zenoni S, Tornielli GB, Allegro G, Dal Santo S, Valentini G, Intriери C, Pezzotti M, Filippetti I. 2011. Increasing the source/sink ratio in *Vitis vinifera* (cv Sangiovese) induces extensive



- transcriptome reprogramming and modifies berry ripening. *BMC Genomics*, 12(1): 631.
- Pedò S, Porro D, Zorer R. 2012. Gestire la variabilità interna al vigneto per migliorare la qualità delle uve. *Infowine: rivista internet di viticoltura ed enologia*.
- Peppi MC, Fidelibus MW, Dokoozlian NK. 2007. Application timing and concentration of abscisic acid affect the quality of Red globe grapes. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 82(2): 304-310.
- Petrie PR, Clingeleffer PR. 2006. Crop thinning (hand versus mechanical), grape maturity and anthocyanin concentration: outcomes from irrigated Cabernet Sauvignon (*Vitis vinifera* L.) in a warm climate. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 12 (1): 21-29.
- Petrie PR, Cooley NM, Clingeleffer PR. 2004. The effect of post-veraison water deficit on yield components and maturation of irrigated Shiraz (*Vitis vinifera* L.) in the current and following season. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 10(3): 203-215.
- Poni S, Casalini L, Bernizzoni F, Civardi S, Intrieri C. 2006. Effects of Early Defoliation on Shoot Photosynthesis, Yield Components, and Grape Composition. *American Journal Enology and Viticulture*, 57(4): 397-407.
- Reynolds AG, Wardle DA, Cliff MA, King M. 2004. Impact of training system and vine spacing on vine performance, berry composition, and wine sensory attributes of Riesling. *American journal of enology and viticulture*, 55(1): 96-103.
- Ribéreau-Gayon P, Glories Y. 1986. Phenolics in grapes and wines. In: (Proceedings of the 6th Australian Wine Industry Technical Conference, 1986, Adelaide, South Australia). *Winetitles*. Australian Industrial Publishers. T. Lee Ed. 247-256pp.

- Risco D, Pérez D, Yeves A, Castel JR, Intrigliolo DS. 2013. Early defoliation in a temperate warm and semi-arid Tempranillo vineyard: vine performance and grape composition. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 20(1): 111-122.
- Roby G, Matthews MA. 2004. Relative proportions of seed, skin and flesh, in ripe berries from Cabernet Sauvignon grapevines grown in a vineyard either well irrigated or under water deficit. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 10(1): 74-82.
- Sabbatini P, Howell GS. 2010. Effects of Early Defoliation on Yield, Fruit Composition, and Harvest Season Cluster Rot Complex of Grapevines. *HortScience*, 45 (12): 1804-1808.
- Santos JA, Malheiro AC, Pinto JG, Jones GV. 2012. Macroclimate and viticultural zoning in Europe: observed trends and atmospheric forcing. *Climate Research*, 51(1): 89-103.
- Scholander PF, Hammel HT, Bradstreet ED, Hemmingsen EA. 1965. Sap pressure in vascular plants. *Science*, 148(3668): 339-346.
- Spayd ES, Tarara JM, Mee DL, Ferguson JC. 2002. Separation of sunlight and temperature effects on the composition of *Vitis vinifera* cv. Merlot berries. *American Journal Enology Viticulture*, 53(3): 171-182.
- Steel RGD, Torrie JH. 1980. *Bioestadística: Principios y Procedimientos*. Colombia: Mc Graw-Hill Editorial Latinoamericana, S.A. Segunda edición (primera en español). 622pp.
- Sweetman C, Wong D, Ford C, Drew D. 2012. Transcriptome analysis at four developmental stages of grape berry (*Vitis vinifera* cv. Shiraz) provides insights into regulated and coordinated gene expression. *BMC Genomics*, 13(1): 691.
- Sweetman C, Deluc L, Cramer G, Ford C, Soole K. 2009. Regulation of malate metabolism in grape berry and other developing fruits. *Phytochemistry*, 70(11): 1329-1344.

- Tarara JM, Lee J, Spayd SE, Scagel CF. 2008. Berry Temperature and Solar Radiation Alter Acylation, Proportion, and Concentration of Anthocyanin in Merlot Grapes. *American Journal Enology and Viticulture*, 59(3): 235-247.
- Tardáguila J, Blanco JA, Poni S, Diago MP. 2012. Mechanical yield regulation in winegrapes: comparison of early defoliation and crop thinning. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 18(3): 344-352.
- Tonietto J, Carbonneau A. 2004. A multicriteria climatic classification system for grape-growing regions worldwide. *Agricultural and Forest Meteorology*, 124(1): 81-97.
- Tonietto J. 1999. Les macroclimats viticoles mondiaux et l'influence du mésoclimat sur la typicité de la Syrah et du Muscat Hambourg dans le sud de la France. *Méthodologie de caractérisation. Bulletin de l'OIV*, 72(821-822): 552-553.
- Vernieri P, Perata P, Armellini D, Bugnoli M, Presentini R, Lorenzi R, Tognoni F. 1989. Solid phase radioimmunoassay for the quantitation of abscisic acid in plant crude extracts using a new monoclonal antibody. *Journal of Plant Physiology*, 134(4): 441-446.
- Wada H, Shackel KA, Matthews MA. 2008. Fruit ripening in *Vitis vinifera*: apoplastic solute accumulation accounts for pre-veraison turgor loss in berries. *Planta*, 227(6): 1351-1361.
- Walker-Simmons M. 1987. ABA levels and sensitivity in developing wheat embryos of sprouting resistant and susceptible cultivars. *Plant physiology*, 84(1): 61-66.
- Wellburn AR. 1994. The Spectral Determination of Chlorophylls a and b, as well as Total Carotenoids, Using Various Solvents with Spectrophotometers of Different Resolution. *Journal of Plant Physiology*, 144(3): 307-313.
- Wheeler S, Loveys B, Ford C, Davies C. 2009. The relationship between the expression of abscisic acid biosynthesis genes, accumulation

- of abscisic acid and the promotion of *Vitis vinifera* L. berry ripening by abscisic acid. Australian Journal of Grape and Wine Research, 15(3): 195-204.
- Wolf TK, Dry PR, Iland PG, Botting D, Dick J, Kennedy U, Ristic R. 2003. Response of Shiraz grapevines to five different training systems in the Barossa Valley, Australia. Australian Journal of Grape and Wine Research, 9(2): 82-95.
- Yamane T, Jeong ST, Goto- Yamamoto N, Koshita Y, Kobayashi S. 2006. Effects of temperature on anthocyanin biosynthesis in grape berry skins. American Journal Enology and Viticulture, 57(1): 54-59.
- Zhang MZ, Lenga P, Zhang G, Li X. 2009. Cloning and functional analysis of 9-cis-epoxycarotenoid dioxygenase (NCED) genes encoding a key enzyme during abscisic acid biosynthesis from peach and grapefruits. Journal of Plant Physiology, 166(12): 1241-1252.
- Zhang X, Luo G, Wang R, Wang J, Himelrick DG. 2003. Growth and developmental responses of seeded and seedless grape berries to shoot girdling. Journal of the American Society for Horticultural Science, 128(3): 316-323.
- Zufferey V, Murisier F, Vivin P, Belcher S, Lorenzini F, Spring JL, Viret O. 2012. Carbohydrate reserves in grapevine (*Vitis vinifera* L. 'Chasselas'): the influence of the leaf to fruit ratio. Vitis-Geilweilerhof, 51(3): 103-110.

## **7. ANEXOS**

### **7.1. RELACIÓN FUENTE-FOSA Y RESPUESTA FISIOLÓGICA A DOS TÉCNICAS DE CULTIVO EN *VITIS VINIFERA* L. CV. TANNAT<sup>3</sup>**

*Salvarrey Julia*<sup>a\*</sup>, *González- Neves Gustavo*<sup>b</sup>, *Ferrer Milka*<sup>a</sup>

<sup>a</sup> *Departamento de Producción Vegetal, Facultad de Agronomía, Universidad de la República.  
Garzón 780, 12900, Montevideo, Uruguay*

<sup>b</sup> *Departamento de Tecnología de Alimentos, Facultad de Agronomía, Universidad de la  
República.*

*Correo electrónico: jsalva@fagro.edu.uy*

---

<sup>3</sup> Revista "Agrociencia Uruguay"