



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA BIOFÍSICA

**“CARACTERIZACIÓN ESPECTRAL DE LA QUINUA
(*Chenopodium Quinoa*) DE LA PROVINCIA DE CHIMBORAZO
MEDIANTE LA TÉCNICA DE ESPECTRO-RADIOMETRÍA DE
CAMPO”**

Trabajo de Titulación

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar el grado académico de:

BIOFÍSICO

AUTOR: ALEX DAVID COLCHA LÓPEZ

DIRECTOR: Dr. CELSO GUILLERMO RECALDE MORENO PhD.

Riobamba – Ecuador

2021

© 2021, Alex David Colcha López

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho del Autor.

Yo, Alex David Colcha López, declaro que el presente trabajo de titulación es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 29 de agosto 2021

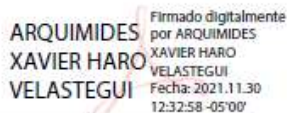




Alex David Colcha López

C.I: 0604057380

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA BIOFÍSICA

El Tribunal del Trabajo de Titulación certifica que: El Trabajo de Titulación: Tipo Trabajo Experimental. “**CARACTERIZACIÓN ESPECTRAL DE LA QUINUA (*Chenopodium Quinoa*) DE LA PROVINCIA DE CHIMBORAZO MEDIANTE LA TÉCNICA DE ESPECTRO-RADIOMETRÍA DE CAMPO**”, realizado por el señor **ALEX DAVID COLCHA LÓPEZ**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Titulación, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal autoriza su presentación.

	FIRMA	FECHA
Dr. Arquímides Xavier Velasteguí PhD. PRESIDENTE DEL TRIBUNAL	 <p>ARQUIMIDES XAVIER HARO VELASTEGUI</p> <p>Firmado digitalmente por ARQUIMIDES XAVIER HARO VELASTEGUI Fecha: 2021.11.30 12:32:58 -05'00'</p>	2021-09-15
Dr. Celso Guillermo Recalde Moreno PhD. DIRECTOR DE TRABAJO DE TITULACIÓN	 <p>CELSO GUILLERMO RECALDE MORENO</p> <p>Firmado digitalmente por CELSO GUILLERMO RECALDE MORENO Fecha: 2021.11.30 16:41:55 -05'00'</p>	2021-09-15
Dra. Jheny Del Carmen Orbe Ordóñez PhD. MIEMBRO DEL TRIBUNAL	 <p>JHENY DEL CARMEN ORBE ORDONEZ</p> <p>Firmado electrónicamente por JHENY DEL CARMEN ORBE ORDONEZ</p>	2021-09-15

DEDICATORIA

Dedico este proyecto, a cada uno de mis seres queridos por el apoyo brindado, primordialmente a mis padres quienes han sido los pilares de mi formación, sembrando en mí responsabilidad y deseos de superación.

Alex

AGRADECIMIENTO

Agradezco a todas y cada una de las personas que han sabido brindarme su apoyo, sobre todo a mis padres por brindarme el estudio, a su vez saberme comprender en los momentos difíciles y por toda la paciencia que han tenido hacia mí. A los miembros del Grupo de Energías Alternativas y Ambiente (GEAA), especialmente Ing. Denys López y a mi tutor el Dr. Celso Recalde, por toda la paciencia y el tiempo invertido en este trabajo logrando finalizar este trabajo de la mejor manera posible.

Alex

TABLA DE CONTENIDOS

ÍNDICE DE TABLAS.....	IX
ÍNDICE DE FIGURAS.....	X
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	XI
ÍNDICE DE ANEXOS.....	XIII
ÍNDICE DE ABREVIATURAS.....	XIV
RESUMEN.....	XV
ABSTRACT.....	XVI
INTRODUCCIÓN.....	1

CAPÍTULO I

1.	MARCO TEÓRICO.....	6
1.1.	Quinoa (<i>Chenopodium Quinoa</i>).....	6
1.1.1.	Quinoa en Ecuador.....	8
1.1.2.	Quinoa en Chimborazo.....	10
1.2.	Espectrometría de campo.....	10
1.3.	Firma espectral.....	11
1.4.	Fundamento del Espectroradiómetro.....	12
1.5.	Variabilidad espectral.....	13
1.6.	Clustering Método de Ward.....	14
1.7.	Índices de vegetación.....	14
1.7.1.	Índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI).....	15
1.7.2.	Índice de vegetación de diferencia normalizada verde (GNDVI).....	15
1.7.3.	Índice de humedad de diferencia normalizada (NDMI).....	15
1.7.4.	Índice de estrés por humedad (MSI).....	16
1.7.5.	Índice de cobertura verde (GCI).....	16
1.7.6.	Índice de pigmento insensible a la estructura (SIPI).....	16

CAPÍTULO II

2.	MARCO METODOLÓGICO.....	17
2.1.	Tipo de Investigación.....	17
2.2.	Localización de estudio.....	17

2.3.	Población de estudio.....	18
2.4.	Tamaño de la muestra	19
2.5.	Recolección y almacenamiento de las firmas espectrales	22
2.6.	Pre procesamiento de datos.....	24
2.7.	Procesamiento estadístico de datos.....	26
2.8.	Análisis de agrupamientos jerárquicos	26

CAPÍTULO III

3.	MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	27
3.1.	Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector Colta 1 entre hojas.....	27
3.2.	Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector Colta 2.....	29
3.2.1.	<i>Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo ECU-6717-LQ106.....</i>	29
3.2.2.	<i>Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo CHIMBORAZO-LQ108</i>	31
3.2.3.	<i>Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo M2-MQ102</i>	33
3.2.4.	<i>Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo M3-MQ103</i>	34
3.2.5.	<i>Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo M4-MQ104</i>	35
3.2.6.	<i>Análisis de agrupamientos jerárquicos entre espectros de cultivos LQ106, LQ108, MQ102, MQ103 y MQ104</i>	37
3.3.	Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector INIAP-QUITO entre hojas	40
3.4.	Análisis de agrupamientos jerárquicos en sectores Colta 1, Colta2 e INIAP-QUITO entre hojas.....	42
3.5.	Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector Colta 1 entre flores	45
3.6.	Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector INAP-QUITO entre flores .	48
3.7.	Análisis de agrupamientos jerárquicos en sectores Colta 1, Colta2 e INIAP-QUITO entre flores	51
3.8.	Análisis mediante índices espectrales	53
3.8.1.	<i>Índices espectrales de firmas espectrales en hojas</i>	56
3.8.2.	<i>Índices espectrales de firmas espectrales en flores.....</i>	61
3.9.	Discusión de resultados.....	71
3.9.1.	<i>Discusión en firmas espectrales de hojas</i>	71
3.9.2.	<i>Discusión en firmas espectrales de flores</i>	72
	CONCLUSIONES.....	75
	RECOMENDACIONES.....	76

BIBLIOGRAFÍA
ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-1: Características de la Quinoa Tunkahuan y la quinoa Pata de Venado	9
Tabla 2-2: Coordenadas de los sectores de muestreo (sector Colta, sector INIAP-Quito)	17
Tabla 3-2: Líneas y Masales de Quinoa registrados por el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP)	18
Tabla 4-2: Muestras recolectadas la línea de quinoa LQ101P1- (4 hojas y la flor)	19
Tabla 5-2: Líneas y masales recolectados en Colta , Colta 2 e INIAP, junto a sus fechas de siembra y muestreo.	21
Tabla 6-2: Días y tiempo de muestre de Colta 1 (etapa inicio de floración).....	22
Tabla 7-2: Día y tiempo de muestreo de Colta 2 (etapa de madurez fisiológica)	23
Tabla 8-2: Días y tiempo de muestreo en el sector INIAP-Quito (etapa inicio de floración / etapa de grano lechoso)	23
Tabla 9-3: Desviación Estándar de las firmas espectrales	40
Tabla 10-3: Desviación estándar máxima y desviación estándar promedio.....	51
Tabla 11-3: Índices espectrales de hojas	54
Tabla 12-3: Índices espectrales en flores	55
Tabla 13-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 1 en hojas	57
Tabla 14-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 2 en hojas.....	58
Tabla 15-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 3 en hojas.....	60
Tabla 16-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 1 en flores	62
Tabla 17-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 2 en flores	64
Tabla 18-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 3 en flores	65
Tabla 19-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 4 en flores	67
Tabla 20-3: Colores característicos en variedades de quinoa en estudio.	69

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1: Inflorescencia Glomerulada y Amarantiforme.	6
Figura 2-1: Fases fenológicas de la Quinoa.....	8
Figura 3-1: Firma espectral de la vegetación.....	12
Figura 4-2: Ubicación de las parcelas de investigación donde se realizó el muestreo: a) cantón Colta, b) INIAP - Quito	18
Figura 5-2: Recolección de espectros utilizando el espectroradiómetro ASD FieldSpec4.....	22
Figura 6-2: Software Rs3.....	24
Figura 7-2: Procesamiento de datos mediante el programa ViewSpecPro	25
Figura 8-2: Representación gráfica de la reflectancia espectral de la quinua LQ101.....	25

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1-3: Dendrograma en sector Colta 1 entre hojas.....	27
Gráfico 2-3: Espectros de plantas en Grupos 1 y 2 (A y C) y sus correspondientes firmas espectrales (B y D).....	28
Gráfico 3-3: Espectros de plantas en Grupos 1 y 2 (A), hojas de plantas pertenecientes a grupo 2 (B).....	29
Gráfico 4-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo ECU-6717-LQ106.....	30
Gráfico 5-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo ECU-6717-LQ106.....	31
Gráfico 6-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo CHIMBORAZO-LQ108.....	32
Gráfico 7-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo CHIMBORAZO-LQ108.....	32
Gráfico 8-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo M2-MQ102.....	33
Gráfico 9-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo M2-MQ102.....	34
Gráfico 10-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo M3-MQ103.....	34
Gráfico 11-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo M3-MQ103.....	35
Gráfico 12-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo M4-MQ104.....	36
Gráfico 13-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo M4-MQ104.....	36
Gráfico 14-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas de todos los cultivos.....	37
Gráfico 15-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas del total de cultivos de Colta 2.....	38
Gráfico 16-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3 y 4 y sus correspondientes firmas espectrales.....	39
Gráfico 17-3: Dendrograma en sector INIAP-QUITO entre hojas.....	41
Gráfico 18-3: Espectros de plantas en Grupos 1 y 2 y sus correspondientes firmas espectrales.....	42
Gráfico 19-3: Dendrograma entre hojas de la totalidad de sectores.....	43
Gráfico 20-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3 y 4 y sus correspondientes firmas espectrales.....	44
Gráfico 21-3: Espectros de flores atípicos presentados en el sector Colta 1.....	45
Gráfico 22-3: Dendrograma en sector Colta 1 entre flores.....	46
Gráfico 23-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2 y 3 y sus correspondientes firmas espectrales.....	47
Gráfico 24-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2 y 3 sector Colta 1.....	48
Gráfico 25-3: Dendrograma en sector INAP-QUITO entre flores.....	49
Gráfico 26-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3, 4 y sus correspondientes firmas espectrales.....	50
Gráfico 27-3: Dendrograma entre flores de la totalidad de sectores.....	51

Gráfico 28-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3, 4 y 5 y sus correspondientes firmas espectrales	52
Gráfico 29-3: Espectros constituyentes primera firma espectral en hojas	56
Gráfico 30-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (primera firma espectral en hojas)	57
Gráfico 31-3: Espectros constituyentes segunda firma espectral en hojas.....	58
Gráfico 32-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (segunda firma espectral en hojas)	59
Gráfico 33-3: Espectros constituyentes tercera firma espectral en hojas.....	60
Gráfico 34-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (tercera firma espectral en hojas).....	61
Gráfico 35-3: Espectros constituyentes primera firma espectral en flores.....	62
Gráfico 36-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (primera firma espectral en flores).....	63
Gráfico 37-3: Espectros constituyentes segunda firma espectral en flores.....	63
Gráfico 38-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (segunda firma espectral en flores).....	64
Gráfico 39-3: Espectros constituyentes tercera firma espectral en flores	65
Gráfico 40-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (tercera firma espectral en flores)	66
Gráfico 41-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (cuarta firma espectral en flores)	67
Gráfico 42-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (cuarta firma espectral en flores)	68
Gráfico 43-3: Firmas espectrales resultantes en hojas y flores	68
Gráfico 44-3: Promedio de firmas espectrales resultantes en hojas.....	70
Gráfico 45-3: Promedio de firmas espectrales resultantes en flores	70

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO A: CÓDIGO FUENTE DEL ANÁLISIS ESTADÍSTICO DEL SECTOR COLTA 1

ANEXO B: CÓDIGO FUENTE DEL ANÁLISIS ESTADÍSTICO DEL SECTOR COLTA 2

ANEXO C: CÓDIGO FUENTE DEL ANÁLISIS ESTADÍSTICO DEL SECTOR INIAP

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

INIAP	Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias
SSV	Valor de similitud espectral
SAM	Mapeador de Angulo espectral
NDVI	Índice de vegetación de diferencia normalizada
GNDVI	Índice de vegetación de diferencia normalizada verde
NDMI	Índice de humedad de diferencia normalizada
GCI	Índice de cobertura verde
SIPI	Índice de pigmento insensible a la estructura
FEHA	Firma espectral en hojas A
FEHB	Firma espectral en hojas B
FEHC	Firma espectral en hojas C
FEFA	Firma espectral en flores A
FEFB	Firma espectral en flores B
FEFC	Firma espectral en flores C
FEFD	Firma espectral en flores D

RESUMEN

El trabajo experimental tuvo como objetivo caracterizar espectralmente la quinua (*Chenopodium quinoa*) que se cultiva en la provincia de Chimborazo. Se aplicó la técnica de espectrometría de campo y se utilizó el Espectroradiómetro FiledSpec4. Se recolectó los espectros de cuatro hojas y la flor, de tres plantas seleccionadas al azar, en dos etapas fenológicas (inicio de floración y madurez fisiológica) de los distintos tipos de quinua, en el cantón Colta (etapa de inicio de floración y etapa de madurez fisiológica) y en INIAP (etapa de inicio de floración). Se utilizó el valor de similitud espectral (SSV) y el mapeador de ángulo espectral (SAM) para describir la diferencia entre los espectros obtenidos. A través del método de Ward se realizó un agrupamiento jerárquico de manera global para establecer aglomerados de espectros de hojas y flores que compartiesen características similares. Se estudió el estado de salud a través del cálculo del índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI), el índice de vegetación de diferencia normalizada verde (GNDVI), entre otros. Se obtuvo la firma espectral en hojas A (FEHA) sus índices obtenidos fueron: NDVI= 0.8754, GNDVI= 0.69755, NDMI= 0.42886, GCI= 4.7948, SIPI= 0.9958 y la firma espectral en flores A (FEFA) fueron: NDVI= 0.6363, GNDVI= 0.6874, NDMI= 0.4487, GCI= 4.4628, SIPI= 1.1395. En base a estos resultados se demuestra que los espectros de reflectancia están sujetos a parámetros como la cantidad de agua y clorofila, encontrando así firmas espectrales de alta similitud en forma y magnitud en plantas pertenecientes a una misma etapa fenológica. Por las experiencias obtenidas, se recomienda que el muestreo sea en lapsos de tiempo no tan distantes uno del otro, pues el constante desarrollo de la planta puede llegar a generar cambios en la forma y magnitud de la firma espectral.

Palabras clave: <ESPECTRORADIOMETRO>, <ESPECTROMETRIA DE CAMPO>, <FIRMA ESPECTRAL>, <METODO DE WARD>, <INDICES DE VEGETACION>.

LEONARDO
FABIO
MEDINA
NUSTE

Firmado digitalmente por
LEONARDO FABIO
MEDINA NUSTE
Fecha: 2021.11.19
12:49:22 -05'00'



2127-DBRA-UTP-2021

ABSTRACT

The aim of the experimental work was to spectrally characterise the quinoa (*Chenopodium quinoa*) grown in the province of Chimborazo. The field spectrometry technique was applied, and the FiledSpec4 Spectrometer was used. The spectra of four leaves and the flower were collected from three randomly selected plants at two phenological stages (beginning of flowering and physiological maturity) of the different types of quinoa, in the canton of Colta (beginning of flowering and physiological maturity stage) and in INIAP (beginning of flowering stage). The spectral similarity value (SSV) and the spectral angle mapper (SAM) were used to describe the difference between the spectra obtained. Using Ward's method, a global hierarchical clustering was performed to establish clusters of leaf and flower spectra sharing similar characteristics. The health status was studied by calculating the normalised difference vegetation index (NDVI) and the green normalised difference vegetation index (GNDVI), among others. The spectral signature in leaves A (FEHA) obtained were: NDVI= 0.8754, GNDVI= 0.69755, NDMI= 0.42886, GCI= 4.7948, SIPI= 0.9958 and the spectral signature in flowers A (FEFA) were: NDVI= 0.6363, GNDVI= 0.6874, NDMI= 0.4487, GCI= 4.4628, SIPI= 1.1395. Based on these results, it is shown that reflectance spectra are subject to parameters such as the amount of water and chlorophyll, thus finding spectral signatures of high similarity in shape and magnitude in plants belonging to the same phenological stage. From the experiences obtained, it is recommended that the sampling be carried out in time periods that are not so distant from each other, as the constant development of the plant can lead to changes in the shape and magnitude of the spectral signature.

Keywords: <SPECTRORADIOMETER>, <FIELD SPECTROMETRY>, <SPECTRAL SIGNATURE>, <WARD METHOD>, <VEGETATION INDICES>.

CARMITA
EULALIA
ROJAS
CASTRO

Digitally signed by
CARMITA EULALIA
ROJAS CASTRO
Date: 2021.12.06
15:37:48 -05'00'

INTRODUCCIÓN

Antecedentes

El presente trabajo de investigación toma como base algunos estudios que se detallan a continuación, la mayoría de estos trabajos se los ejecuta en cultivos comerciales a nivel global. En agosto del 2020 se publicó una investigación titulada “*Simulating multispectral MSI bandsets (Sentinel-2) from hyperspectral observations via spectroradiometer for identifying soybean cultivars*”, este estudio tuvo como objetivo discriminar los cultivares de soja en función de diferentes bandas hiperespectrales utilizando el sistema sensor MSI-Setinel-2 (Vis-NIR-SWIR) como simulación y tamaños de muestra utilizando estadísticas multivariadas para determinar si las bandas específicas de este sensor son capaces de discriminar la discriminación. Se evaluaron cuatro áreas de cultivos de soja en la región del medio Oeste de Brasil, se realizaron lecturas espectrales de cada muestra de hoja de soja y se obtuvo un total de 2400 lecturas espectrales de vegetación. Los resultados obtenidos demostraron que si es posible la discriminación de cultivares de soja mediante el uso de técnicas multivariantes aplicadas a datos multiespectrales e hiperespectral (Ferreira et al., 2013, pp. 1-3). Sin embargo, se han ejecutado estudios orientados a vegetación natural como es el caso del estudio titulado “*Separating Mangrove Species and Conditions Using Laboratory Hyperspectral Data: A Case Study of a Degraded Mangrove Forest of the Mexican Pacific*” publicado en el 2014 en el cual se tuvo como objetivo identificar las condiciones de los manglares en una laguna costera al sur de la ciudad de Mazatlán, México, utilizando técnicas de teledetección hiperespectral proximal. Las especies de manglares que se encontraba en esa área fueron el mangle rojo (*Rhizophora mangle*), el mangle negro (*Avicennia germinas*), y el mangle blanco (*Laguncularia mangle*). Se recolectaron hojas de mangle de todas las especies y se las llevó a un laboratorio para las mediciones espectrales, se utilizó un espectroradiómetro ASD FieldSpec® 3 JR (Analytical Spectral Devices, Inc., EE. UU.). Se seleccionaron las bandas de ondas más apropiadas para la clasificación de manglares, específicamente se seleccionaron las bandas de ondas a 520, 560, 650, 710, 760, 2100 y 2230 nm, correspondientes a las regiones de absorción de clorofila, borde rojo, almidón, celulosa, nitrógeno y proteínas del espectro. Los resultados de este estudio indicaron que es posible aplicar datos hiperespectrales de laboratorio para clasificar los manglares, no solo a nivel de especie, sino también según sus condiciones de salud (Jiménez y Díaz-Delgado, 2015, pp. 2473-2479). Además de estudios espectrales en plantas, se han realizado importantes esfuerzos en aplicar esta tecnología en minería, así como en controles ambientales, en el año 2015 se publicó una investigación titulada “*Espectroradiométría de campo del visible al infrarrojo térmico de muestras con*

características espectrales singulares” con el objetivo de determinar y validar el protocolo óptimo para medir en el campo espectros de reflectividad y emisividad de muestras con características singulares (calcita, cuarzo, yeso y sal). El equipo utilizado para ser analizados son el Ocean Optics USB2000+ (200 – 1100 nm) y el μ FTIR D&P Modelo 102 (2 – 16 μ m). Este estudio concluyó que la buena repetitividad de las medidas de campo y la caracterización precisa de las características espectrales singulares de cada muestra prueba la validez de los protocolos aplicados a las medidas *in situ* con estos instrumentos (Mira Sarrió et al., 2015, pp. 216-218).

Para estudios de suelo en el año 2009 se realizó un estudio titulado “*Spectral characterization of periglacial surfaces and geomorphological units in the Arctic Lena Delta using field spectrometry and remote sensing*” donde se adquirió un extenso conjunto de datos de trabajo de campo que incluían propiedades de la superficie espectral, vegetación suelos y geomorfología en el delta ártico del río Lena, en Siberia. Se usó un espectrómetro de campo portátil (ASD FieldSpec Pro FR®) para los estudios espectrales de las superficies del terreno, y se utilizaron datos satelitales ópticos (Landsat Enhanced Thematic Mapper (ETM +), CHRIS-Proba) para la caracterización, el mapeo manual y la clasificación automática de unidades típicas de cobertura terrestre periglacial en el Delta del Lena. Los datos cualitativos de los suelos, vegetación y humedad del suelo se correlacionaron con los datos de campo espectral catalogándose una amplia variedad de tipos de superficie. La amplia gama de variaciones de las características de la superficie periglacial en el delta de Lena da como resultado características espectrales distintivas para las diferentes coberturas terrestres (Peddle y Smith, 2005, pp. 4960-4963).

En el 2013 en el trabajo titulado “*Analyzing the spectral variability of tropical tree species using hyperspectral feature selection and leaf optical modeling*” se evaluó la variabilidad espectral dentro y entre especies de árboles tropicales en un área boscosa en los alrededores de la ciudad de Porto Alegre, en el sur de Brasil, se realizó un procedimiento de selección de características para identificar las bandas de ondas en las que las especies se diferencian más. Para la investigación se utilizó el espectroradiómetro de alta resolución ASD FieldSpec3 junto con el accesorio Plant Probe. Las características seleccionadas revelan que las bandas de ondas, donde más se diferencian las especies, se encuentran en las regiones visible, borde rojo y el infrarrojo de onda corta. Se llegó a la conclusión que los parámetros más importantes que controlan la variabilidad espectral de las especies son las diferencias en las concentraciones de pigmentos de las hojas y la estructura interna de las hojas (Silva Junior et al., 2020, pp. 1-4). También se ha realizado trabajos como la investigación del 2005 “*Spectral mixture analysis of agricultural crops: Endmember validation and biophysical estimation in potato plots*”, en donde se utiliza el análisis de mezcla espectral (SMA), debido a que la reflectancia espectral de los cultivos se ve afectada por las contribuciones espectrales a escala de subpixel de los suelos y las sombras de fondo

generadas al utilizar instrumentos de detección remota. El estudio toma lugar en el Centro de Investigaciones de Agricultura y Agroalimentación de Canadá, donde se estudió 12 parcelas de patatas. Se probaron diferentes estrategias de medición en el campo para adquirir espectros de miembros finales de referencia vegetal de la vegetación de cultivo, suelo y sombras usando un espectroradiómetro de campo ASD FieldSpecFR de longitudes de onda que van desde 350 a 2500 nm. Se analizó todas las posibles combinaciones de espectros de cultivos, suelos y miembros del extremo de sombra utilizando SMA para derivar conjuntos de fracciones de componentes de escala de subpíxeles a partir de espectros de radiómetros adquiridos en un camión con pluma sobre las muestras. Estas fracciones se usaron en el análisis de regresión para predecir el área foliar, la biomasa y ancho de la planta con un promedio de 0.86 de la fracción de sombra de SMA, que fue una mejora sobre los mejores resultados de VI de NDVI y SR. Se proporciona diferentes perspectivas de SMA en diferentes etapas de temporada de crecimiento y para diferentes tipos de cultivos (Ulrich et al., 2009, pp. 1220-1221). Adicionalmente se han realizado estudios como “*Towards a Standard Plant Species Spectral Library Protocol for Vegetation Mapping: A Case Study in the Shrubland of Doñana National Park*”, en donde se presenta un protocolo estándar para la creación de una biblioteca espectral para especies de plantas, realizado en el año 2015 en el matorral ubicado en el Parque Nacional de Doñana al Suroeste de España. Se construyeron bibliotecas espectrales de las cinco especies de arbustos dominantes, incluso se realizó una estimación de la separabilidad entre especies aplicando la prueba t de Student, evaluando la variabilidad intraespecífica significativa, los algoritmos de valor de similitud espectral (SSV) y el mapeador de ángulo espectral (SAM), obteniendo valores de separabilidad significativos para las especies dominantes, aunque no fue posible la discriminación de especies leguminosas (Zhang et al., 2014, pp. 11674-11676).

Planteamiento del problema

Dentro del área agrícola de la provincia de Chimborazo la caracterización de vegetación, mediante su firma espectral es una técnica poco aplicada en el mejoramiento de la producción de quinua. El Instituto Nacional Militar es el único que se ha mantenido realizando investigaciones, obteniendo firmas espectrales, aunque, limitándose únicamente a cultivos anuales como son la papa y el maíz. Representantes del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAGAP) junto a sus entidades adscritas como: el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), la Unidad Nacional de Almacenamiento (UNA EP) y el Ministerio de Comercio Exterior, desde 2017 han venido aplicando el Plan de Mejora Competitiva (PMC) con la finalidad generar un aumento en la producción de Quinua, pero el estudio de la producción de cultivos comerciales no

es una tarea sencilla, mucho menos barata, debido a la variedad de factores existentes a considerar, como las enfermedades, los efectos climáticos, la dispersión de los cultivos, la diversidad de tipos de semillas, entre otros. Debido a su alta variabilidad genética, existe una gran cantidad de cultivos que se encuentran dispersos, siendo los principales cantones productores (Riobamba, Colta y Guamote), una de las características fundamentales de la quinua es su gran poder de adaptabilidad, ya sea a diferentes entornos climáticos o incluso logrando ser capaz de crecer en diversos tipos de suelo, sin mencionar los cambios y las diferencias que se ve a lo largo de todo su desarrollo fisiológico.

¿Se puede estudiar los cultivos de quinua a través de la espectrometría de campo?

Justificación

La espectrometría de campo es aquella técnica que implica la recolección de espectros precisos que permitan a los investigadores optimizar recursos al establecer programas de tratamiento en cultivos. La firma espectral tiene amplias utilidades para la discriminación entre diferentes tipos de cultivos y dentro de los cultivos de la misma especie, por lo que se puede utilizar para identificar entre las distintas variedades de quinua que actualmente se están produciendo en la provincia de Chimborazo. Mediante la obtención de las firmas espectrales de la quinua se puede mantener un control biológico y fisiológico de la misma, a través de la identificación del nivel de agua o clorofila que posee la planta, sabiendo distinguir entre las plantas sanas de las enfermas.

Objetivos

Objetivo General

Caracterizar espectralmente la *Chenopodium Quinoa* de la provincia de Chimborazo utilizando espectrometría de campo.

Objetivos Específicos

- Realizar la recolección de espectros de reflectancia de la quinua cultivada en la provincia de Chimborazo utilizando el espectroradiómetro FieldSpec 4.
- Llevar a cabo el respectivo pre-procesamiento de los datos a través del software ViewSpecPro.
- Modelar un algoritmo matemático para la tabulación y análisis estadístico.
- Identificar los índices de referencia para determinar el estado de las platas.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO

1.1. Quinoa (*Chenopodium Quinoa*)

La quinoa es originaria de los Andes y por milenios constituyó un importante componente de la alimentación de los pueblos andinos, pero progresivamente después de la llegada de los españoles su consumo se vio parcialmente reemplazado por cereales como la cebada, el trigo y otros granos introducidos. Tras el reconocimiento de su alto valor nutritivo y su gran capacidad de adaptación a ambientes desfavorables se ha recuperado el interés en la producción, consumo, procesamiento y comercialización, debido a que es un componente importante de los sistemas de los pequeños, medianos y grandes agricultores. La quinoa posee tallo cilíndrico, su altura fluctúa entre 0.50 a 2 m dependiendo de la variedad, la disposición de las flores sobre la extremidad del tallo (inflorescencia) es racimosa y debido a su disposición se considera como una panoja. Las hojas de la quinoa están formadas por una lámina y un peciolo, los peciolos son largos acanalados y finos, las hojas son polimorfas las hojas inferiores son de forma romboidea o de forma triangular y las hojas superiores son lanceoladas (forma de punta de lanza) que se ubican cerca de la panoja. Las hojas pueden tomar distintas coloraciones, va del verde al rojo-púrpura (dependiendo de la variedad). La panoja puede ser de dos tipos: laxa o compacta; la panoja compacta es aquella que posee los ejes secundarios y los pedicelos cortos, mientras que la panoja laxa posee ejes secundarios y pedicelos largos. Cuando las flores se agrupan a lo largo del eje principal o los ejes secundarios dan lugar a las formas de inflorescencia amarantiforme y glomerada como se muestra en la figura (Hinojosa et al., 2021, pp. 2-5).

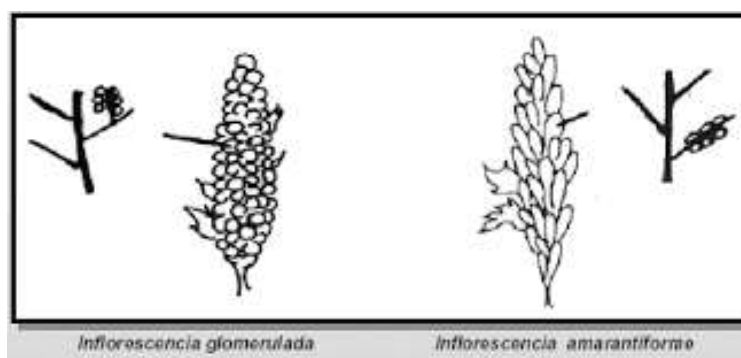


Figura 1-1: Inflorescencia Glomerulada y Amarantiforme.

Realizado por: (León Hanco, 2003, p. 9).

Según León (2003, p. 8) la duración de las fases fenológicas de la quinua depende en gran medida de los factores medio ambientales que se presentan en cada campaña agrícola. Las fases fenológicas son las siguientes:

- **Emergencia:** es cuando la plántula emerge del suelo y extiende las hojas cotiledonales, la semilla emerge a los 4 a 6 días después de la siembra.
- **Dos hojas verdaderas:** es cuando dos hojas verdaderas extendidas ya poseen forma lanceolada, ocurre aproximadamente a los 15 a 10 días después de la siembra.
- **Cuatro hojas verdaderas:** se observan dos pares de hojas extendidas, conservando aun presentes las hojas cotiledonales de color verde, ocurre aproximadamente a los 25 a 30 días después de la siembra.
- **Seis hojas verdaderas:** se observa tres pares de hojas verdaderas y las hojas cotiledonales se tornan de un color amarillento, ocurre a los 35 a 45 días después de la siembra.
- **Ramificación:** se observa ocho hojas verdaderas extendidas, las hojas cotiledonales se caen dejando cicatrices en el tallo y se nota la presencia de inflorescencia protegida por las hojas sin dejar al descubierto la panoja, ocurre aproximadamente a los 45 a 50 días después de la siembra.
- **Inicio de Panojamiento:** se nota que la inflorescencia emerge del ápice de la planta observando que alrededor se presenta aglomeraciones de hojas pequeñas que cubren la panoja en sus tres cuartas partes, ocurre aproximadamente a los 55 a 60 días después de la siembra.
- **Panojamiento:** se observa con mayor claridad que sobresale la inflorescencia por encima de las hojas, notándose los glomérulos que la conforman la panoja, esto puede ocurrir aproximadamente a los 65 a 75 días después de la siembra.
- **Inicio de Floración:** es cuando la flor hermafrodita apical se abre mostrando los estambres separados, ocurre aproximadamente a los 75 a 80 días después de la siembra.
- **Floración:** es cuando el 50% de las flores de la inflorescencia de las panojas se encuentran abiertas, ocurre aproximadamente a los 80 a 90 días después de la siembra.
- **Grano Lechoso:** los frutos que se encuentran en los glomérulos de la panoja dejan salir un líquido lecho al momento en el que se los presiona, esto ocurre aproximadamente a los 100 a 130 días después de la siembra.
- **Grano Pastoso:** es cuando los granos al ser presionados presentan una consistencia pastosa de color blanco, esto ocurre aproximadamente a los 130 a 160 días después de la siembra.
- **Madurez Fisiológica:** es cuando el grano al ser presionado por las uñas presenta una resistencia a la penetración, ocurre aproximadamente a los 160 a 180 días después de la siembra.

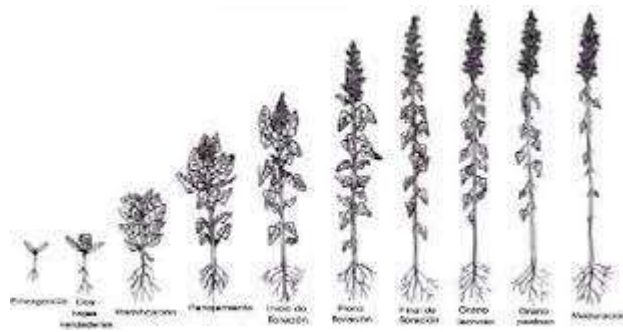


Figura 2-1: Fases fenológicas de la Quinua

Realizado por: (Vilca y Carrasco, 2013, p. 8).

Debido a la gran adaptabilidad de la quinua a distintas zonas geográficas a lo largo de la región Andina, se conoce cinco ecotipos asociados a sub centros de diversidad. Estos corresponden a: A) quinua de los valles interandinos, presentes en Colombia, Ecuador y Perú; B) quinua del altiplano, presentes en Perú y Bolivia; C) quinua de las Yungas, presente en Bolivia; D) quinua de los salares, presente en Bolivia, Chile y Argentina; y E) quinua de la costa, presente en el Chile y Argentina (Leiva et al., 2018, p. 15).

1.1.1. Quinua en Ecuador

Los principales productores de quinua en el mundo son Perú y Bolivia, mientras que Ecuador es considerado el tercer mayor productor, debido a que desde 1982 (30 años después de Bolivia y Perú), realiza una investigación sistemática y dinámica para el desarrollo de la reactivación, promoción y uso de la quinua en la región andina. Junto al apoyo del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación (FAO), el Consejo Internacional de Recursos Filogenéticos (IBPGR) y el Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo (IDRC), Ecuador ha recolectado germoplasma a nivel nacional y los ha intercambiado con otros países, permitiendo de esta manera fundar un banco nacional de germoplasma para cultivos andinos, el cual ha sido presidido por el INIAP, y tras la caracterización, documentación y evaluación del germoplasma ha venido trabajando en el mejoramiento selectivo con la finalidad de obtener un mejor rendimiento (Balize, D; Bertero, D; Nieto, 2015, p. 388).

Actualmente la quinua “INIAP Tunkahuan” es la variedad más plantada por los agricultores, comprendiendo el 66% del área total de quinua con una productividad promedio de 1300 kg ha⁻¹. Esta variedad, de origen ecuatoriano fue recolectada en la provincia de Carchi en 1985. Es una

variedad de valle semi-temprana (150-210 días) adaptada a altitudes de 2200-3200 m.s.n.m. La altura de la planta es de 90-180 cm. Es verde cuando es joven y amarillo rosado en la cosecha. El grano es blanco y opaco, de tamaño medio, redondo y plano, con bajo contenido en saponinas (0,06%) (Balize, D;Bertero, D; Nieto, 2015, p. 388).

En el 2007 se lanzó la quinua “INIAP Pata de Venado”, debido a su excelente adaptación y producción en ambientes de gran altura (3000 a 3600 m.s.n.m).

Tabla 1-1: Características de la Quinua Tunkahuan y la quinua Pata de Venado

CARACTERÍSTICAS	
“INIAP TUNKAHUAN”	“INIAP PATA DE VENADO”
<ul style="list-style-type: none"> • Color de la panoja: rosado • Color de grano seco: blanco • Tamaño de grano: mediano • Altura de la planta: 90 a 180 cm • Días de cosecha: 150 a 120 cm 	<ul style="list-style-type: none"> • Color de la panoja: rosado • Color del grano seco: blanco • Tamaño del grano: mediano • Altura de la planta: 67 cm • Días a cosecha: 151

Fuente: (Mazón, Rodríguez y Vega, 2005, pp. 5-6).

Realizado por: Colcha, Alex. 2021.

En el 2008 dentro del Ecuador se empezó con la hibridación de quinua dentro de la Estación Experimental INIAP Santa Catalina a 3050 m.s.n.m, realizando el cruce entre la quinua INIAP Tunkahuan e INIAP Pata de Venado con la finalidad de obtener líneas de maduración temprana, con gran diámetro de semilla y bajos contenidos de saponinas. En el 2009 se realizaron cruces con la variedad de origen boliviano “Jacha” para obtener mayor tamaño de grano. Y para el 2019 se obtuvo las líneas F10, LQEP4 y LQEP8 derivados del cruce “INIAP Tunkahuan” e “INIAP Pata de Venado”, mientras que las líneas EQ26 Y EQ28 son derivados del cruce “INIAP Tunkahuan” y “Jacha”. Alcanzando la madures en menos de 170 días, y una altura menor a los 150 cm. En el mismo año la producción de quinua aumento hasta los 4504 t ya que muchas asociaciones de agricultores, principalmente en las provincias de Chimborazo y Cotopaxi, tienen mercados internacionales. En el 2016 se realizaron hibridaciones adicionales utilizando accesiones del banco nacional de Geoplasma de quinua. Los cruces ECU255 EQ28 y ECU-248 ECU-6205 produjeron líneas F5 Q1 y Q2 con características de madurez temprana y baja estatura (Hinojosa et al., 2021, p. 3).

1.1.2. Quinoa en Chimborazo

La provincia de Chimborazo está ubicada en el área central de la sierra ecuatoriana, 150 km al sur de la ciudad de Quito en la cordillera de los Andes, con una altitud media de 3900 m s.n.m. Debe su nombre al volcán Chimborazo que posee una elevación de 6268 m s.n.m. Tiene una población de 524.004 habitantes, siendo la novena provincia más poblada del Ecuador. Desde el 2012 la producción de quinoa en Chimborazo comenzó a diversificarse para encontrar mercados gracias al apoyo y la unión de los productores de los municipios de Colta, Guamote, Alausí y Riobamba junto con el apoyo de la Fundación Escuelas Radiofónicas Populares del Ecuador (ERPE) (Balize, D; Bertero, D; Nieto, 2015, p. 391). Algunas ONG como la Fundación Mujer y Familia Andina, el Comité Europeo de Capacitación y Agricultura (CEFA) y la Fundación McKnight fomentaron la producción de quinoa en las provincias de Chimborazo y Cotopaxi. Para el 2019 el área total sembrada en la provincia de Chimborazo fue de 1549 ha con una producción de 1968 (Hinojosa et al., 2021, p. 3).

1.2. Espectrometría de campo

La espectroscopia se encarga del estudio de la interacción entre la radiación electromagnética y la materia y permite conocer la información sobre la composición del objeto y la naturaleza de los procesos que ocurre dentro de él. La espectroscopia de campo, denominada también como espectrometría de campo, debido a que su objetivo es realizar mediciones de las propiedades de reflectancia de la vegetación, suelos, rocas y cuerpos de agua, en entornos naturales. Estas mediciones se las realiza gracias a que todos los objetos naturales están iluminados por todo el hemisferio del cielo, por lo tanto, reciben un flujo solar directo y luz celeste dispersa. Al llegar la radiación solar a la superficie terrestre, esta resulta en tres fracciones: una parte se absorbe, otra se refleja y una tercera parte se transmite. En la espectrometría de campo la fuente de iluminación es proporcionada por el sol, por lo que, la luz incidente sobre el objetivo es mucho más variable, debido a que se ve afectada por las variaciones a corto plazo en la claridad atmosférica (Arai et al., 2010, pp. 4788-4789). Los procesos de absorción y dispersión en la atmósfera son fundamentales porque disponen que proporción de la energía solar llegan a la superficie en cada una de las longitudes de onda, pero se lo puede omitir fácilmente porque los resultados de la espectrometría de campo se representan como espectros de reflectancia, en donde la cantidad de radiación electromagnética reflejada de la superficie se expresa como una proporción de la que cayó sobre la superficie y de esa manera se compensa la intensidad y distribución espectral de la fuente de luz (Milton, 2003, pp. 2-3). La reflectancia se expresa como una fracción entre 0 y 1, o como un

porcentaje entre 0 y 100. Por lo tanto, el valor de la reflectancia espectral no depende de la intensidad o cualidad de la luz incidente, sino que se trata de una propiedad característica de la superficie.

Para esta técnica se utilizan instrumentos denominados “espectrómetros”, permitiéndonos realizar mediciones cuantitativas y gracias a su rango espectral (350 – 2500 nm), se puede detectar muchas más características en el espectro reflejado, como el aumento de la reflectancia en el borde rojo, características de absorción por el agua en la hoja e incluso características de absorción más finas causadas por bioquímicos dentro de las hojas. La interacción de la radiación electromagnética (EMR) con la materia, se altera de formas muy específicas que son las características de las moléculas que componen el material, generan un espectro de reflectancia característico denominado firma espectral (Milton, 2003, pp. 2-3).

1.3. Firma espectral

La firma espectral no es más que la respuesta espectral de la interacción entre los objetos de la superficie terrestre y la radiación electromagnética. Estas interacciones varían según las propiedades físico-químicas y biológicas de la superficie del objeto. La vegetación posee una firma espectral única, pero su reflectancia difiere entre los diferentes tipos de vegetación. Además, es posible distinguir entre plantas sanas y plantas enfermas a través de sus firmas espectrales, debido a que los factores que influyen en la misma son: la pigmentación de las hojas, la estructura celular y el contenido de agua, es decir, debido a que la vegetación está sujeta a un comportamiento dinámico por los cambios fenológicos que atraviesan estacionalmente, los cambios climáticos y sus enfermedades, su respuesta espectral varía durante todo el año. La firma espectral de un material en el dominio espectral VIS-NIR se caracteriza por: la forma, la intensidad de su reflectancia (albedo) y las bandas de absorción específicas, donde el fenómeno de absorción es el resultado de transiciones electrónicas y vibratorias debido a la absorción de energía fotónica específica dentro de los componentes iónicos y moléculas del material (Arai et al., 2010, pp. 4788-4789)

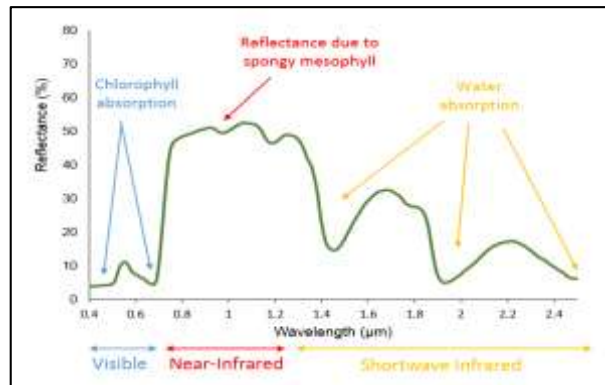


Figura 3-1: Firma espectral de la vegetación

Realizado por: (Arai et al., 2010, pp. 4788-4789).

Los pigmentos de las hojas como clorofila, carotenoides y xantofilas actúan como absorbentes de la radiación electromagnética en la región espectral visible (radiación fotosintéticamente activa). El pico de reflectancia se encuentra en la región electromagnética verde (490 -570 nm) debido a la clorofila y presentando características de absorción en las regiones electromagnéticas roja (625 -740 nm) y azul (440 – 485 nm). Cuando la energía electromagnética interactúa con el mesófilo esponjoso y las cavidades de aire dentro de la hoja, la reflectancia espectral en la región infrarroja (700 – 1400 nm) aumenta la dispersión y refracción múltiples. En el infrarrojo medio la respuesta espectral de las hojas está dominada principalmente por la absorción electromagnética debido al contenido de agua evidenciando características de absorción en 1400 nm, 1900 nm y 2500 nm (Milton, 2003, pp. 2-3). Toda vegetación está sujeta a un comportamiento dinámico debido a los cambios fenológicos que atraviesan estacionalmente, a los cambios climáticos e incluso a sus enfermedades, afectando así a que su respuesta espectral varíe durante todo el año.

1.4. Fundamento del Espectroradiómetro

La respuesta espectral es transportada a través de un cable de fibra óptica especialmente diseñado. La energía reflejada es transportada a través del haz de fibra óptica hecha especialmente para la recolección eficiente proporcionan la máxima transmisión disponible en todo el rango de longitud de onda del instrumento gracias a su composición de moléculas bajas en hidroxilo. La energía es entregada al instrumento en donde es proyectada sobre una rejilla de difracción holográfica separando y reflejando los componentes de la longitud de onda para la medición independiente por parte de los detectores.

La región del visible y del infrarrojo cercano (VNIR) se mide mediante una matriz de fotodiodos de silicio de 512 canales superpuesta con un filtro de separación que escanea todo el espectro

VNIR en paralelo. Cada uno de los canales se encuentran posicionados geoméricamente para recibir el haz de luz dentro de un rango estrecho de 1.4 nm. Esta región tiene una resolución espectral de 3 nm a 700 nm. A diferencia de la región VNIR, el espectro Infrarrojo (NIR) se adquiere mediante dos espectrómetros de barrido SWIR 1 (1001 – 1800 nm) y SWIR 2 (1801 – 2500 nm) recopilando la información de longitud de onda de forma secuencial. Cada espectrómetro SWIR cuenta con 600 canales y una rejilla holográfica cóncava que oscila físicamente adelante y hacia atrás realizando un escaneo en un periodo de 200 ms.

Al igual que los detectores VNIR, los detectores SWIR 1 y SWIR 2 transforman los fotones incidentes en electrones, convirtiéndose continuamente en voltaje. Esto se digitaliza periódicamente mediante un convertidor. Los datos digitalizados se transmiten a través de un cable ethernet que se conecta al controlador (computadora) del instrumento, el procesamiento y análisis se realiza con del software RS3.

1.5. Variabilidad espectral

Es un factor clave para la discriminación espectral dentro y entre especies en donde se presentan espectros bastantes similares en todas las longitudes de ondas, por ende, para la discriminación cuantitativa es necesario tener una métrica que describa la diferencia entre los espectros (Price, 1994, p. 182). Price propone dos métricas a utilizar, la primera de ellas es D que no más que la raíz de la diferencia cuadrática media de dos espectros S_1 y S_2 promediados sobre el intervalo espectral de absorción λ_a a λ_b :

$$D = \left[\frac{1}{\lambda_b - \lambda_a} \int_{\lambda_a}^{\lambda_b} [S_1(\lambda) - S_2(\lambda)]^2 d\lambda \right]^{1/2} \quad (1)$$

Si el intervalo de muestreo es uniforme, que no es para algunos de los conjuntos de datos espectrales originales, entonces la integral se remplaza por una suma:

$$D = \left[\frac{1}{N - 1} \sum_{i=1}^N [S_1(\lambda_i) - S_2(\lambda_i)]^2 \right]^{1/2} \quad (2)$$

Donde N es el número de intervalos espectrales.

La segunda métrica a utilizar tiene en cuenta el hecho de que dentro de una misma especie determinada existen rangos de valores de amplitud, incluso si la forma de los espectros es la misma, y para eliminar esta fuente de variabilidad aparente normalizando, definiendo la diferencia de forma θ por:

$$\theta = \cos^{-1} \left[\frac{\int S_1(\lambda)S_2(\lambda)d\lambda}{[\int S_1(\lambda)^2d\lambda]^{1/2}[\int S_2(\lambda)^2d\lambda]^{1/2}} \right] \quad (3)$$

Donde las integrales cubren el rango espectral.

La cantidad θ corresponde al ángulo entre dos vectores, identificado como un producto escalar vectorial, donde el denominador elimina la dependencia de la amplitud. Los valores D y θ , entre especies pueden ser menores que el rango de valores para los individuos dentro de una misma especie (Price, 1994, p. 183).

Para determinar si la variabilidad espectral dentro y entre las especies es estadísticamente significativamente diferentes se realiza la prueba de suma de rangos de Wilcoxon (JARS). El test de Mann-Whitney-Wilcoxon (WMW), también conocido como Wilcoxon Rank-sum test o U-test, es un test no paramétrico que contraste si proceden de poblaciones equidistribuidas.

1.6. Clustering Método de Ward

El Clustering es el proceso de agrupar los conjuntos de datos en varios grupos, conduce a la máxima disimilitud entre grupos y la máxima similitud dentro de grupos. Esta agrupación tiene un campo de aplicación inteligente como el reconocimiento de patrones y la construcción de conceptos de datos. La agrupación puede ser de tipo jerárquico o de tipo partición. En el método de agrupación jerárquico, la jerarquía de las agrupaciones se muestra dividiéndolos y combinándolos en distintos niveles, mientras que, en el método de agrupación por partición, las particiones se forman y evalúan en función de algunos criterios.

El método de Ward, propuesto por Ward en 1963, busca formar particiones $P_1, P_{n-1}, P_n, \dots, P_1$, de tal manera que la pérdida asociada a cada agrupamiento sea mínima y cuantifica la pérdida en una forma interpretable. En este método de agrupamiento se considera cada posible unión de clústeres, y al combinar ambos clústeres da como resultado un aumento mínimo en la pérdida de información, donde para definir la pérdida de información, Ward utiliza el criterio de la suma de cuadrados la cual es una técnica matemática para encontrar la función que varía menos o se ajusta mejor a los datos. El método de Ward tiene como objetivo combinar dos grupos en un grupo donde la varianza sea mínima (Vijaya, Sharma y Batra, 2019, pp. 569-570).

1.7. Índices de vegetación

Son indicadores que se calcula como el resultado de operaciones con diferentes rangos espectrales, su efectividad se determina por las características de la reflexión, donde el cálculo de

la mayoría de los índices de vegetación se basa en dos de las secciones más estables de la curva de reflectancia espectral de las plantas (Soft Farm, 2015, párr. 3).

1.7.1. Índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI)

Es un índice adimensional, el cual describe la diferencia entre la reflectancia visible e infrarroja cercana de una cubierta vegetal, se utiliza para estimar la densidad del verde en un área de tierra. Su rango va de -1 a +1, siendo el valor más alto el que se refiere a una vegetación sana y densa, mientras que el valor más bajo representa a una vegetación escasa o con estrés por humedad (Gessesse y Melesse, 2019, p. 82)(Drisy, KumarD y Thendiyath, 2018, p. 452). El NDVI se calcula como la diferencia entre la reflectancia infrarroja cerca (NIR) y la reflectancia roja (RED) dividida por su suma.

$$NDVI = \frac{NIR - RED}{NIR + RED} \quad (4)$$

1.7.2. Índice de vegetación de diferencia normalizada verde (GNDVI)

Es un índice similar al NDVI, con la diferencia que, en lugar del espectro rojo mide el espectro verde (0.54 a 0.57 μm). Se utiliza como indicador de la actividad fotosintética de la cubierta vegetal; siendo mayormente utilizado para la evaluación del contenido de humedad y la concentración de nitrógeno en las hojas de las plantas, se utiliza para valorar la vegetación deprimida y envejecida ya que, a comparación con el NDVI, es más sensible a la concentración de clorofila. Se la puede calcular con la siguiente formula (Soft Farm, 2015, párr. 5):

$$GNDVI = \frac{NIR - Green}{NIR + Green} \quad (5)$$

1.7.3. Índice de humedad de diferencia normalizada (NDMI)

Este índice es apropiado para el estudio de desiertos y vegetación escasa debido a que es más sensible que el NDVI, que solo se basa en las bandas NIR – RED, mientras que el NDMI utiliza lo que son las bandas NIR-SWIR (Malakhov y Tsyhuyeva, 2020, pp. 189-190), permitiendo la descripción del nivel de estrés hídrico dentro de un cultivo, y se lo calcula como la relación entre

la diferencia y a suma de las radiaciones del infrarrojo cercano (NIR) y el infrarrojo de onda corta (SWIR) (Antognelli, 2018, párr. 7-8).

$$NDMI = \frac{NIR - SWIR}{NIR + SWIR} \quad (6)$$

1.7.4. Índice de estrés por humedad (MSI)

A medida que el contenido de agua aumenta en las hojas, también aumenta la absorción en longitudes de onda alrededor de los 1599 nm, es por eso que el MSI permite el análisis de estrés del dosel. Los valores de este índice van de 0 a más de 3 donde los valores más altos indican mayor estrés hídrico y menor contenido de agua. El rango común para la vegetación es de 0.4 a 2. El estrés por humedad es particularmente perjudicial para el crecimiento y rendimiento de los cultivos si ocurre a una etapa temprana. El MSI se calcula mediante la siguiente fórmula (Elhag y Bahrawi, 2017, p. 151):

$$MSI = \frac{SWIR1}{NIR} \quad (7)$$

Donde SWIR1 es la banda 1 de infrarrojos de onda corta.

1.7.5. Índice de cobertura verde (GCI)

Se utiliza para estimar el contenido de clorofila de las hojas, y analizar el estado fisiológico de la vegetación. Se utiliza como una medida de salud de las plantas debido a que los valores menores indican que las plantas se encuentran estresadas (Scandalariis y Fandos, 2019, p. 13). El GCI se lo puede calcular a través de la fórmula:

$$GCI = \frac{NIR}{VERDE - 1} \quad (8)$$

1.7.6. Índice de pigmento insensible a la estructura (SIPI)

Este índice está asociado más a la bioquímica del dosel, maximizando la sensibilidad a la proporción de carotenoides a granel y clorofila, al tiempo que minimiza el impacto de la estructura variable del dosel. Es de gran utilidad en áreas con alta variabilidad en la estructura del dosel, aumentando el valor de las señales de la vegetación estresada. Los valores del SIPI varían de 0 a 2, y en la vegetación verde saludable varía de 0.8 a 1.8 (Peñuelas, Baret y Filella, 1995, pp. 221-222).

$$SIPI = \frac{NIR - Blue}{NIR - Red} \quad (9)$$

CAPÍTULO II

2. MARCO METODOLÓGICO

2.1. Tipo de Investigación

Esta investigación es de tipo cuasi experimental aplicando un método de investigación cuantitativo debido a la recolección de datos espectrales de la quinua que se realiza a través de la toma de muestras en campo. Para la presente metodología se acogió las estrategias que cubren las variaciones espacio-temporales para cada especie según (Jiménez y Díaz-Delgado, 2015, pp. 2478-2480).

2.2. Localización de estudio

Desacuerdo con M. Jiménez y R. Díaz (2015, p. 2477), es de gran importancia la elección previa de los sitios e individuos que formaran parte de la investigación. Es por eso que el presente estudio se realiza en dos de las parcelas de investigación pertenecientes al INIAP, una de ellas ubicada en el cantón Colta de la provincia de Chimborazo y la otra en la parcela de investigación situada dentro de las instalaciones del El Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP)-Quito, cuyas coordenadas son:

Tabla 2-2: Coordenadas de los sectores de muestreo (sector Colta, sector INIAP-Quito)

Sector Colta	Sector INIAP-Quito
Latitud: -1.731218	Latitud: -0,370786
Longitud: -78.766448	Longitud: -78,552123

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Cada una de las ubicaciones se las puede apreciar en la figura 4-2:



Figura 4-2: Ubicación de las parcelas de investigación: a) cantón Colta, b) INIAP – Quito

Realizado por: EarthExplorer.

2.3. Población de estudio

El Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP) ha venido trabajando y experimentando maneras en las que la quinua mejore la calidad y su rendimiento. Las parcelas de investigación cuentan con distintos tipos de quinua, resultado de modificaciones genéticas, a lo que INIAP denominan líneas y masales. En cada una de las parcelas de investigación, los encargados del INIAP, supieron mencionar que cada una de las quinuas (líneas y masales) sembradas tiene su propia codificación, siendo estas las que se muestran en la tabla:

Tabla 3-2: Líneas y Masales de Quinua registrados por el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP)

QUINUA	
LINEAS DE QUINUA	MASALES DE QUINUA
LQEP4	M1
EQ26	M2
EQ28	M3
Q1	M4
EQ31	M5
ECU-6717	M6
TUNCAHUAN	CHIMBORAZO
C/HIMBORAZO	...
PATA DE VENADO	...

Fuente: Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias – INIAP.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

2.4. Tamaño de la muestra

Tanto en los cultivos de Colta y en los cultivos de INIAP, se sembró las quinuas anteriormente mencionadas. En la parcela de investigación de Colta se encentro 8 líneas y 7 masales de quinua, mismas que se replicaban dentro de las instalaciones del INIAP en sus parcelas de investigación, con la única variación en su fecha de siembra. En la parcela de investigación de Colta la fecha de siembra fue el 20/11/2019, mientras que la fecha de siembra de la parcela de investigación en INIAP-Quito fue el 09/03/2020.

En base a los protocolos propuestos por M. Jiménez y R. Díaz Delgado, para caracterizar firmas espectrales de plantas específicas, el muestreo puede ser de forma aleatoria, es por eso que este estudio consistió en tomar aleatoriamente 3 plantas por cada línea y masal existente en las parcelas de investigación, y por cada planta se escogió aleatoriamente 4 hojas y 1 flor (panoja) de cada planta previamente seleccionada, a las que se les definen como muestras, como se lo puede apreciar en la tabla 4-2. Es importante mencionar que conjuntamente mediante la utilización del espectroradiómetro FieldSpec 4 se procede a tomar 10 espectros por cada muestra.

Tabla 4-2: Muestras recolectadas la línea de quinua LQ101P1- (4 hojas y la flor)

CODIGO	LQ101P1H1	LQ101P1H2	LQ101P1H3	LQ101P1H4	LQ101P1H5
MUESTRA					

Fuente: Colcha Alex, 2021

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

El muestreo en la parcela de investigación de Colta se realizó en dos etapas fenológicas:

- Primera etapa (Colta 1)

Se define como Colta1 a la primera etapa de muestreo de la parcela de investigación de Colta en virtud a las fechas en las que se realizó el muestro y a la etapa fenológica en la que el cultivo se encontró (Etapa de Inicio de Floración). Colta1 se completó en un total de 4 días siendo estos el: 05, 06, 12 y 13 de marzo del 2020. Cada día se contó con un aproximado 3 horas y media para la medición de espectros de las muestras, siendo el tiempo de medición promedio de 10 am a 13:00 pm.

- Segunda etapa (Colta 2)

Se define como Colta2 a la segunda etapa de muestreo de la parcela de investigación de Colta en virtud a las fechas en las que se realizó el muestreo y a la etapa fenológica en la que el cultivo se

encontró (etapa fenológica “Madurez fisiológica y comercial”). Colta2 se realizó en un total de 1 día, siendo este el 26 de junio del 2020, en virtud a la etapa fenológica en la que se encontró al cultivo, muchas de las líneas y masales ya habían sido cosechados y solamente se procedió a tomar los espectros de las muestras de las líneas y masales que aún se encontraban sin cosechar. El muestreo en la parcela de investigación de INIAP-Quito se realizó en una sola etapa fenológica, cuyo tiempo de muestreo fue de una duración de dos días, siendo estos el 17 y el 31 de julio del 2020, habiendo una diferencia de 14 días entre una y otra, por lo que será un factor a considerar al momento de la observación de las firmas espectrales. La variación de la fecha del segundo muestreo con respecto al primero, es un factor a considerar para que pase a una nueva etapa fenológica, siendo de esta manera que el cultivo se encontró en la etapa de inicio de floración-floración el 17 de julio del 2020 (primera salida), mientras que para el 31 de julio del 2020 (segunda salida) el cultivo avanza a la etapa de grano lechoso (aproximadamente), por lo que se espera encontrar variaciones representativas en las firmas espectrales. A continuación, se representa en la Tabla 5-2 un resumen de las salidas a cada una de las parcelas en las que se tomó las muestras, detallando las líneas y masales que se tomó, al igual que las fechas de siembra y fechas de muestreo de cada una de ellas.

Tabla 5-2: Líneas y masales recolectados en Colta, Colta 2 e INIAP, junto a sus fechas de siembra y muestreo.

QUINUA	CODIGOS-MUESTRAS		
	COLTA 1	COLTA 2	INIAP-QUITO
LQEP4	LQ101	...	LQ107
EQ26	LQ102	...	LQ104
EQ28	LQ103	...	LQ105
Q1	LQ104	...	LQ101
EQ31	LQ105	...	LQ106
ECU-6717	LQ106	LQ106	LQ108
TUNCAHUAN	LQ107	...	LQ109
CHIMBORAZO	LQ108	LQ108	...
PATA DE VENADO	LQ110
M1	MQ101	...	MQ101
M2	MQ102	MQ102	MQ102
M3	MQ103	MQ103	...
M4	MQ104	MQ104	...
M5	MQ105
M6	MQ106
CHIMBORAZO	MQ107
FECHA DE SIEMBRA	20/11/2019	20/11/2019	09/03/2020
ETAPA FENOLOGICA	INICIO DE FLORACIÓN	MADURES FISIOLÓGICA Y COMERCIAL	INICIO DE FLORACION/GRANO LECHOSO
FECHA DE MUESTREO	05/03/2020	26/06/2020	17/07/2020
	06/03/2020		31/07/2020
	12/03/2020		
	13/03/2020		

Fuente: Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias – INIAP

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

La medición de la reflectancia en vegetación está basada en la recolección espectral con un espectralradiómetro de campo, permitiendo la recolección de información sobre el estado de la planta. Dentro de esta investigación se utilizó el espectralradiómetro de alta precisión ASD FieldSpec4, facilitado por la Universidad Nacional de Chimborazo (UNACH) junto con la sonda de planta (Plant Probe) que cuenta con su propia fuente de luz (figura 5-2), con la cual se ha

permitido obviar el campo de visión aplicado, los ángulos solares, los ángulos de observación del espectroradiómetro, entre otros factores que podrían afectar este tipo de investigaciones.



Figura 5-2: Recolección de espectros utilizando el Espectroradiómetro ASD FieldSpec4

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

2.5. Recolección y almacenamiento de las firmas espectrales

La recolección de los espectros de reflectancia de todas las parcelas de investigación tuvo una duración de 7 días. En base a los protocolos de medición propuestos por M. Jiménez y R. Díaz (2015, pp. 2478-2480), los tiempos de medición deben ser lo más cercano posible al medio día, pero en virtud de que se utiliza la sonda de planta, no es completamente necesario.

- En la parcela de investigación del cantón Colta en la etapa de inicio de floración, tuvo una duración de cuatro días (5, 6, 12 y 13 de marzo del 2020) en el horario de 9:40 am - 11:56 am, 9:40 am - 13:00 pm, 9:30 am - 13:14 pm, 9:47 am - 13:44 pm respectivamente, en los cuales se recolecto las firmas espectrales de 8 líneas y 7 masales (LQ101, LQ102, LQ103, LQ104, LQ105, LQ106, LQ107, LQ108, MQ101, MQ102, MQ103, MQ104, MQ105, MQ106, MQ107), como se muestra en la tabla 6-2.

Tabla 6-2: Días y tiempo de muestre de Colta 1 (etapa inicio de floración)

Días de muestreo	Tiempo de muestreo	Quinua muestreada
05/03/2020	9:40 am - 11:56 am	LQ101, LQ102, LQ103,
06/03/2020	9:40 am - 13:00 pm	LQ104, LQ105, LQ106,
12/03/2020	9:30 am - 13:14 pm	LQ107, LQ108, MQ101,
13/03/2020	9:47 am - 13:44 pm	MQ102, MQ103, MQ104, MQ105, MQ106, MQ107

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

- Para la etapa de madurez fisiológica basto un día (26 de junio del 2020) en el horario de 11:00 am - 14:40 pm para la recolección de las líneas y masales (LQ106, LQ108, MQ102, MQ103, MQ104) que aún se encontraban en la parcela de Colta, como se muestra en la tabla 7-2.

Tabla 7-2: Día y tiempo de muestreo de Colta 2 (etapa de madurez fisiológica)

Día de muestreo	Tiempo de muestreo	Quinua muestreada
26/06/2020	11:00 am - 14:40 pm	LQ106, LQ108, MQ102, MQ103, MQ104

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

- Los espectros en la parcela de investigación del INIAP-QUITO se recolectaron en dos días (17, 31 de julio del 2020) en el horario de 10:08 am – 14:48 pm, 9:18 am – 13:47 pm, logrando recolectar los espectros de las líneas y masales (LQ107, LQ105, LQ104, LQ101, LQ106, LQ108, LQ109, LQ110, MQ101, MQ102), como se muestra en la tabla.

Tabla 8-2: Días y tiempo de muestreo en el sector INIAP-Quito (etapa inicio de floración / etapa de grano lechoso)

Días de muestreo	Tiempo de muestreo	Quinua muestreada
17/07/2020	10:08 am – 14:48 pm	LQ107, LQ105, LQ104, LQ101, LQ106, LQ108, LQ109, LQ110, MQ101, MQ102
31/07/2020	9:18 am – 13:47 pm	

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Las muestras recolectadas aleatoriamente fueron desde la parte media de la planta hacia la parte superior de la misma, la cual culmina con la flor (panoja). Una característica de la panoja es la presencia de pigmentos naturales debido a las betalaínas, que es una especie de polvo pigmentado que se origina en la panoja y regularmente recaen sobre las hojas más próximas a la ella, la pigmentación de las betalaínas varía según la especie de quinua variando su tonalidad entre tonos amarillentos a rojizos.

2.6. Pre procesamiento de datos

Se puede aplicar tratamientos de pre procesamiento que preparan lecturas de reflectancia, y también existen tratamientos de post procesamiento utilizados para registrar los datos y metadatos en un formato estándar. Siendo los metadatos clave de esta sección tanto el nombre del archivo, los algoritmos aplicados y el formato de salida de los datos. Aunque normalmente los datos espectrales se guardan en formatos propios, es decir que solo pueden leerse por el software distribuido por el fabricante. Los datos digitalizados se transmiten a través de un cable ethernet que se conecta al controlador (computadora) del instrumento, el procesamiento y análisis se realiza con del software RS3 (Figura 6-2), en donde se puede visualizar y almacenar los espectros transmitidos desde el espectroradiómetro en tiempo real. El software RS3 puede notificar saturaciones en el sistema, esto ocurre cuando se requiere la calibración con el espectralón blanco.



Figura 6-2: Software Rs3.

Realizado por: (Inc ASD, 2008, p. 9).

Se puede aplicar distintas técnicas de pulido a los datos, dependiendo del nivel de ruido espectral, pero no se recomienda hacerlo con el propósito de conservar y preservar la información, pero en este caso, mediante el programa ViewSpecPro, se importa y visualiza los espectros como se muestra en la figura 7-2 y a través de la función Splice Correction (corrección de empalme) se elimina los datos escalonados denominados pasos, los cuales se generan debido a que las hebras que componen el cable de fibra óptica del equipo solo ven porciones ligeramente diferentes de la muestra siendo este procedimiento el primer método de corrección aplicado a los datos (ASD Inc, 2008, p. 3).

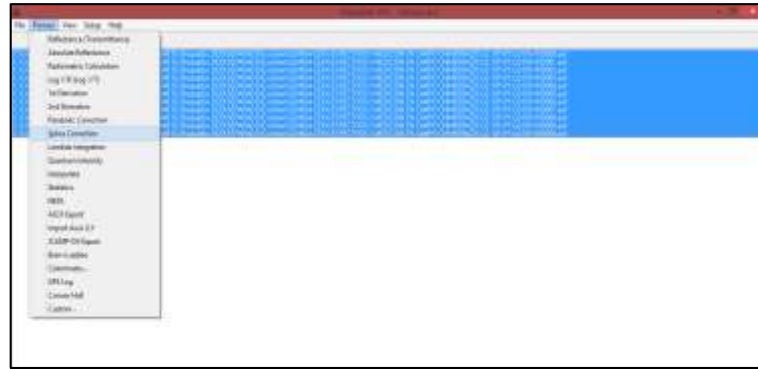


Figura 7-2: Procesamiento de datos mediante el programa ViewSpecPro.

Realizado por: (ASD Inc, 2008, p. 3).

En la figura 8-2 se visualiza las curvas de reflectancia, para lo cual se selecciona la opción **View** y a continuación la opción **Graph Date**. Esto muestra el porcentaje de reflectancia en función de la longitud de onda posteriormente estos datos son exportados en archivos **.txt**. Debido a la gran cantidad de datos de firmas espectrales a ser analizadas, un script en Python fue elaborado con la finalidad de convertir los archivos **.txt** a un formato más amigable y bien establecido en libros de Excel. Para cada cultivo se creó su propio libro, nombrado como su respectiva codificación, asignando una hoja de cálculo por cada planta muestreada las cuales contienen los datos de muestreo realizados en hojas y flores.

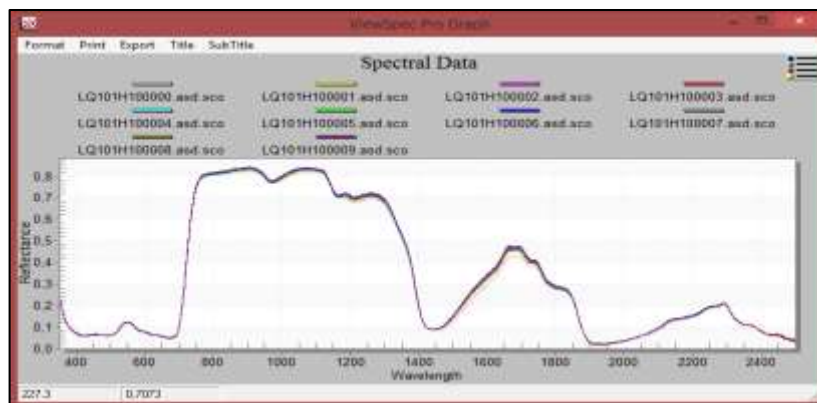


Figura 8-2: Representación gráfica de la reflectancia espectral de la quinua LQ101

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

2.7. Procesamiento estadístico de datos

Con la finalidad de detectar datos atípicos y establecer si existen o no diferencias considerables en niveles de comparación espectral entre muestras por hoja o flor, entre hojas de una misma planta y entre plantas de un mismo cultivo, se calcularon las métricas valor de similitud espectral (SSV) y el mapeador de ángulo espectral (SAM). Posteriormente, los espectros de hojas fueron promediados hasta obtener un solo espectro representante por cultivo en hojas, siendo el mismo procedimiento aplicado en flores.

Para cada sector, se realizó un análisis de agrupamientos jerárquicos mediante el método de Ward, para establecer conglomerados de espectros en hojas y flores con características similares a nivel local, posteriormente el método fue aplicado a todos los espectros de manera global para determinar cómo se conforman los grupos en los niveles de lugar de muestreo y de etapa fenológica. El análisis de agrupamiento permitió reunir los espectros con características similares con la finalidad de obtener como producto firmas espectrales correspondientes en hojas y flores, mediante el cálculo de sus respectivos promedios y con dos desviaciones estándar como banda de confianza. Todo el procesamiento estadístico fue realizado en la plataforma RStudio Versión 1.2.5001 y libros de Microsoft Excel como almacenamiento de los datos.

2.8. Análisis de agrupamientos jerárquicos

El análisis de agrupamiento jerárquico es un método de análisis de grupos puntuales con el cual se busca construir una jerarquía en grupos, por lo cual, se lo realizó de manera individual por sector, con la finalidad observar las diferencias de los espectros existentes en un mismo lugar de cultivo. Posteriormente, el análisis de agrupamientos jerárquicos fue aplicado en los tres sectores a la vez para observar las diferencias y/o similitudes a nivel de ubicación de cultivos y estado fenológico de la quinua. Los agrupamientos fueron realizados por espectros de hojas y flores por separado (a excepción de Colta 2) debido a las significativas diferencias presentadas entre los mismos.

CAPÍTULO III

3. MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

3.1. Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector Colta 1 entre hojas

El gráfico 1-3 muestra el dendrograma generado en el análisis de agrupamiento, se observan dos grupos con diferencias significativas denominados “Grupo 1” y “Grupo 2”, sus diferencias marcan una distancia aproximada de 3,9. El grupo 1 está conformado por 14 cultivos mientras que el grupo 2 solo lo conforman los espectros de 2 cultivos.

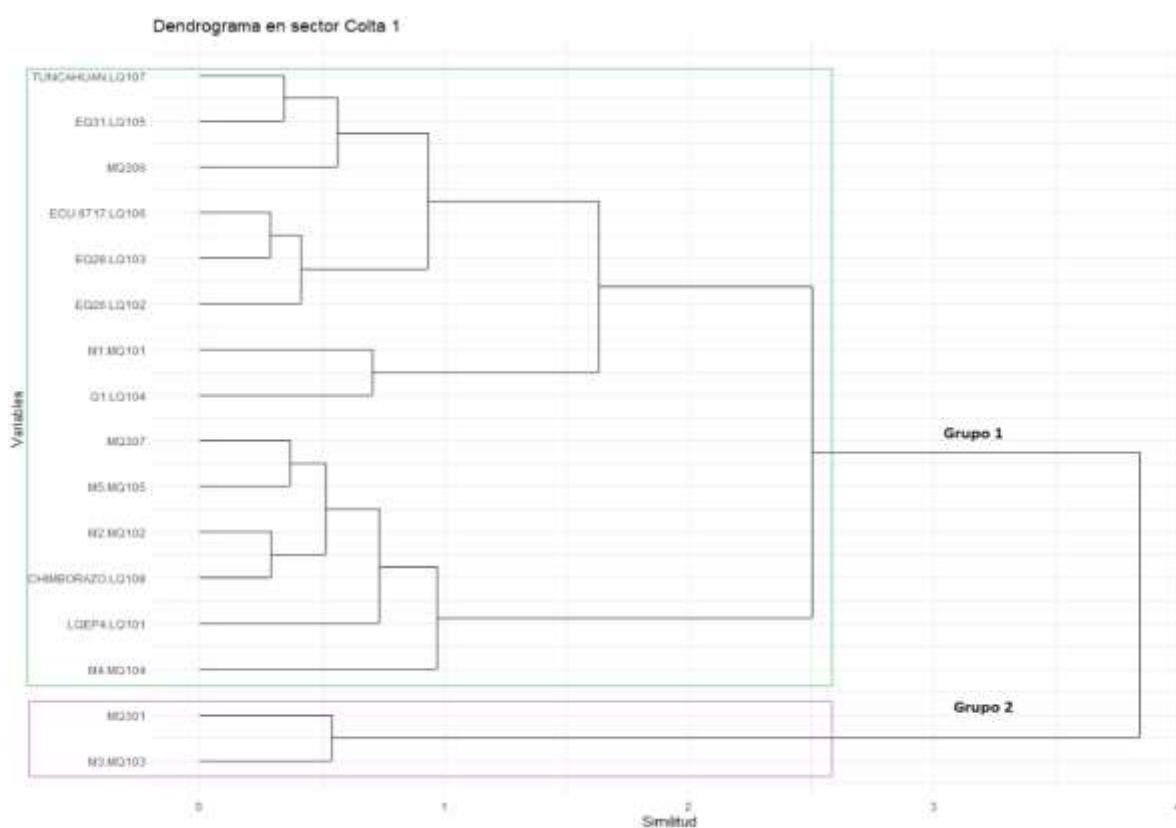


Gráfico 1-3: Dendrograma en sector Colta 1 entre hojas

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

El gráfico 2-3 muestra los espectros de los cultivos que conforman los grupos 1 y 2, así como sus correspondientes firmas espectrales representadas por los promedios de sus respectivos espectros (líneas oscuras) a dos desviaciones estándar (curvas semitransparentes). La máxima desviación estándar presentada en los grupos 1 y 2 fue de 0.04749698 y 0.03265655, con una desviación estándar promedio de 0.01212764 y 0.005192709 respectivamente. La variabilidad del grupo 1

es aproximadamente 2.34 veces mayor al grupo 2 atribuido principalmente a la diferencia que existe entre el número de espectros que los conforman.

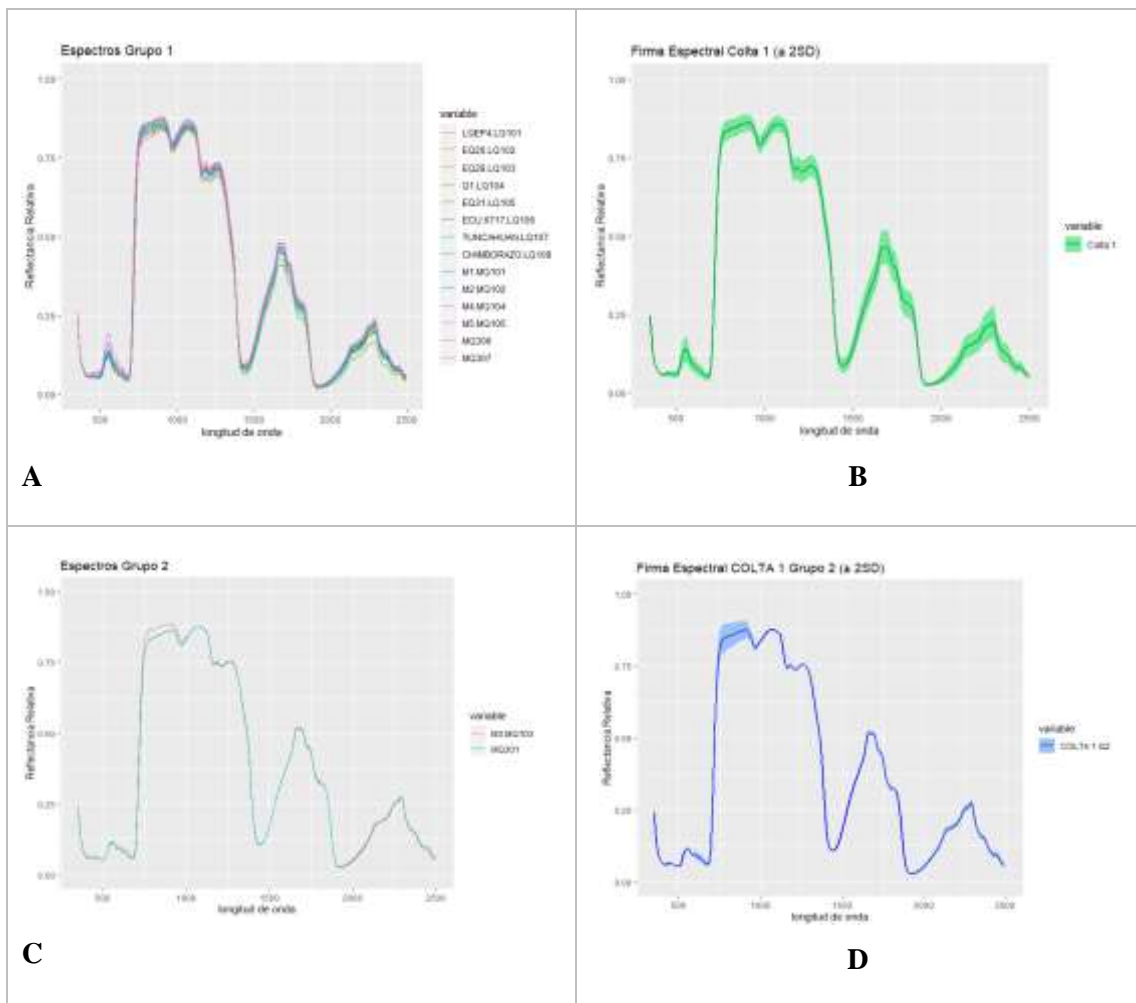


Gráfico 2-3: Espectros de plantas en Grupos 1 y 2 (A y C) y sus correspondientes firmas espectrales (B y D)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

El gráfico 3-3 A muestra la superposición de las firmas espectrales entre ambos grupos, mientras que B muestra algunas de las hojas de las plantas de los cultivos que conforman el grupo 2 presentando pigmentaciones moradas, presentes en casi la totalidad de las hojas de este grupo. Escasas hojas moradas constituyen el grupo 1 cuyos efectos en las curvas características son mitigadas al realizar los promedios entre hojas y entre plantas. Las mayores diferencias, en magnitud y forma, presentadas entre ambos grupos se encuentran en el rango de entre 530nm y 590 nm, correspondiente a la región verde del espectro visible; diferencias que pueden ser atribuidas mayormente a la pigmentación presentadas en las hojas acorde a diferentes estudios

(Zarco-Tejada et al., 2005, p. 271-287)(Thenkabail et al., 2013, p. 3-29). En las demás regiones no se encontraron diferencias significativas en forma, solo un pequeño desfase en sus magnitudes.

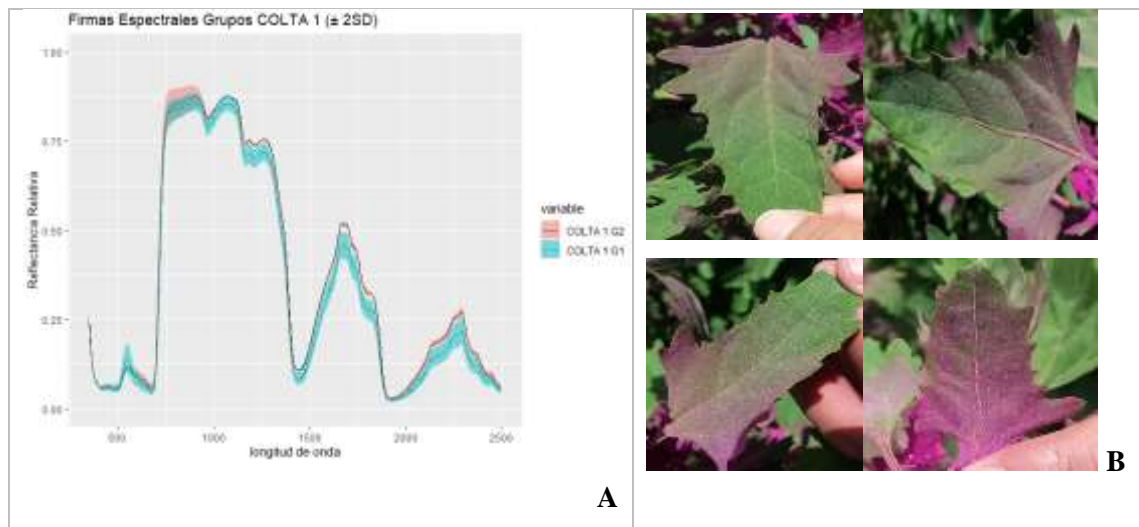


Gráfico 3-3: Espectros de plantas en Grupos 1 y 2 (A), hojas de plantas pertenecientes a grupo 2 (B)

Realizado por: Colcha Alex 2021.

3.2. Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector Colta 2

El sector Colta 2 tiene la particularidad de no haber seguido un muestreo sistemático como en los demás sectores. Esta diferencia se debe a que el sector presentó plantas de quinua en un estado fenológico maduro donde, ciertas plantas disponían de pocas o escasas hojas por lo tanto la metodología de muestreo en el sector fue dejada al criterio del personal que realizó el muestreo. Debido al escaso tiempo en el que se realizó este muestreo, no se obtuvieron fotografías de hojas y flores ni se registró a que espectro correspondían, por tal motivo y a la poca homogeneidad presentada en este sector, el análisis de agrupamiento jerárquico se aplicó a cada uno de los únicos cinco cultivos que se encontraban sin cosechar, con la finalidad de encontrar grupos con espectros con similitudes que nos permitan discriminar, en conjunto con información dada por el personal de muestreo, si se tratan de espectros debido a hojas o flores.

3.2.1. Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo ECU-6717-LQ106

Dos grupos ampliamente diferenciados con una distancia mayor a 50, fueron generados al aplicar el análisis de agrupamiento jerárquico. Para una mayor discriminación, se tomaron en cuenta subgrupos generados y mostrados en el dendrograma y visualizados en el gráfico 4-3.

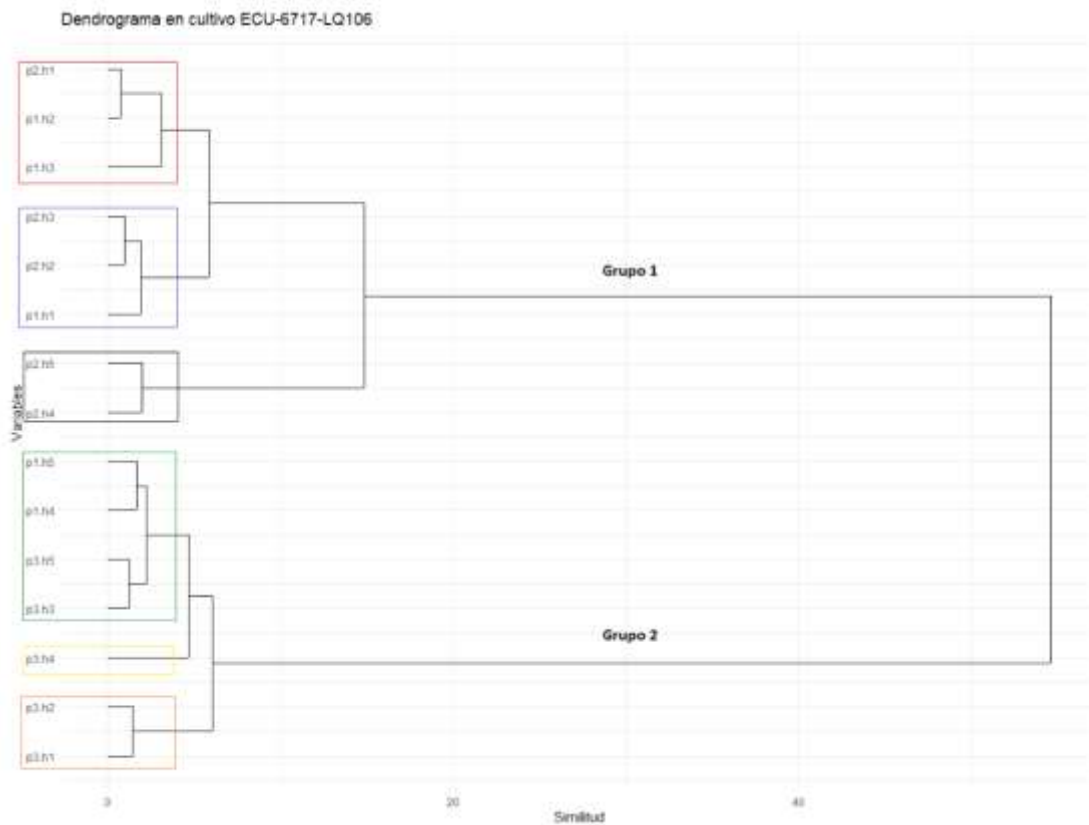


Gráfico 4-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo ECU-6717-LQ106

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los espectros mostrados de color rojo y azul presentan comportamientos en forma y amplitud similares a excepción de la banda borde rojo del espectro visible. Las diferencias presentadas en la banda de borde rojo reflejan la salud y vitalidad debido a la concentración de clorofila y estructura de las hojas (Zarco-Tejada et al., 2005, pp. 271-287), por lo que, los espectros de color rojo y azul pueden ser considerados procedentes netamente de hojas con diferencias en la banda borde rojo debido a las diferencias presentadas en sus etapas maduras. Los espectros de color verde y amarillo presentan comportamientos similares al igual que los debidos a los espectros de color negro.

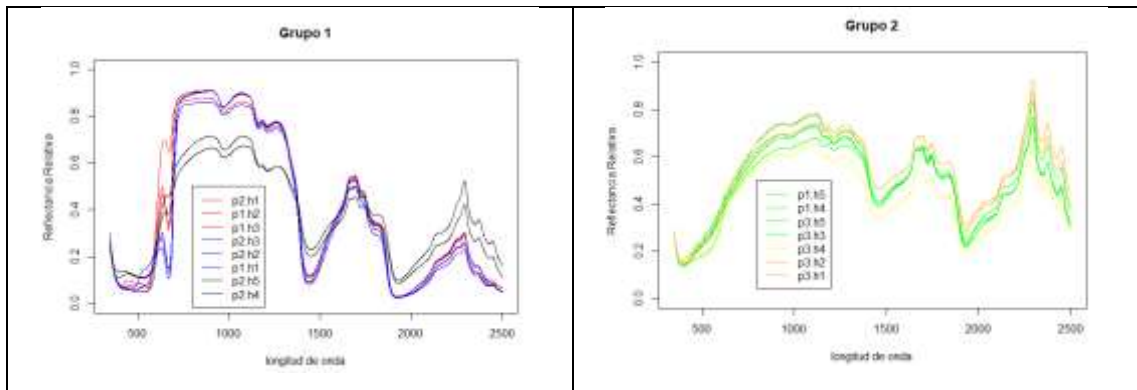


Gráfico 5-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo ECU-6717-LQ106

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Tres espectros son obtenidos del análisis del cultivo ECU-6717-LQ106 denominados:

- E1 (promedio entre espectros de color rojo y azul)
- E2 (promedio entre espectros de color negro)
- E3 (promedio entre espectros de color verde y amarillo)

En función de los análisis de agrupamiento jerárquico y de la información provista por el personal de muestreo, se pudo determinar que E1 es conformado por espectros de hojas mientras que E2 y E3 se debe a los espectros procedentes de flores.

3.2.2. *Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo CHIMBORAZO-LQ108*

Dos grupos ampliamente diferenciados con una distancia aproximada de 30 son presentados en el dendrograma de gráfico 6-3 denominados Grupo 1, conformados 10 espectros y Grupo 2 por 5 espectros. Se tomaron en cuenta seis subgrupos visualizados en el gráfico 7-3 para una mayor discriminación.

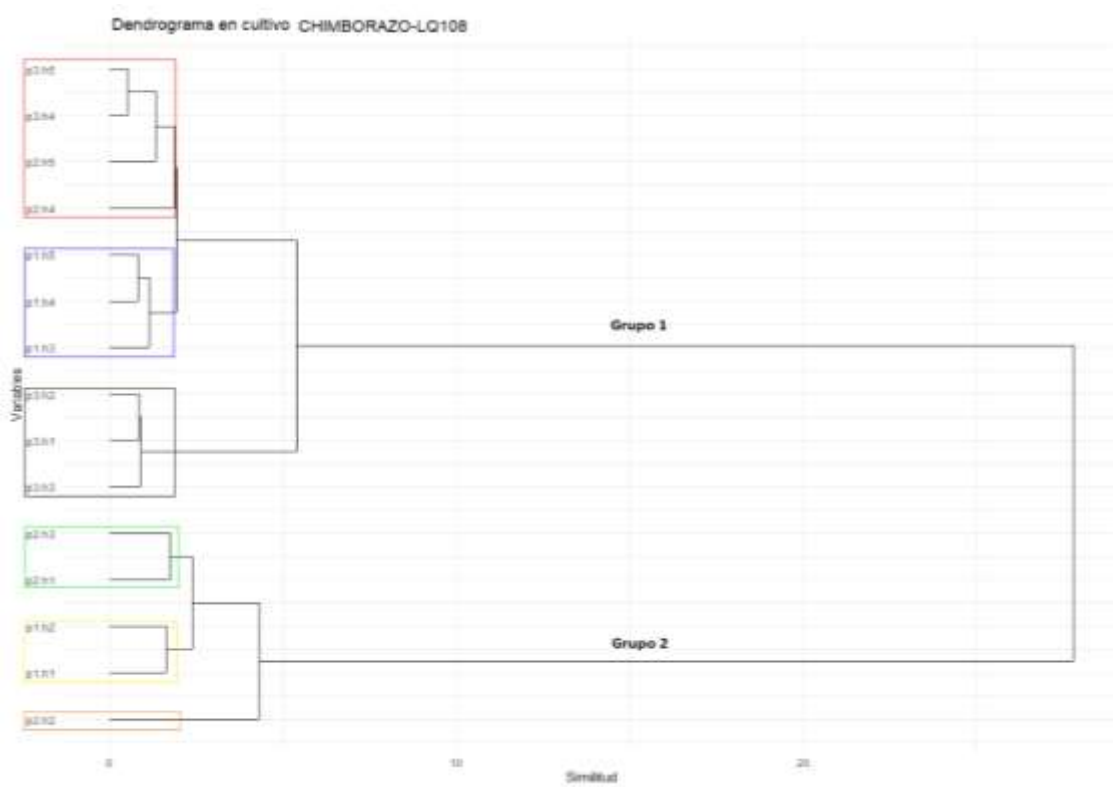


Gráfico 6-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo CHIMBORAZO-LQ108

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Ambas agrupaciones no muestran diferencias significativas entre los espectros que las conforman, a excepción de las reflectancias presentadas en la banda borde rojo, por lo cual pueden ser consideradas procedentes de un mismo tipo de familia (hojas o flores), con diferencias marcadas por el estado de clorofila y/o estructura presentada en la etapa fenológica madura.

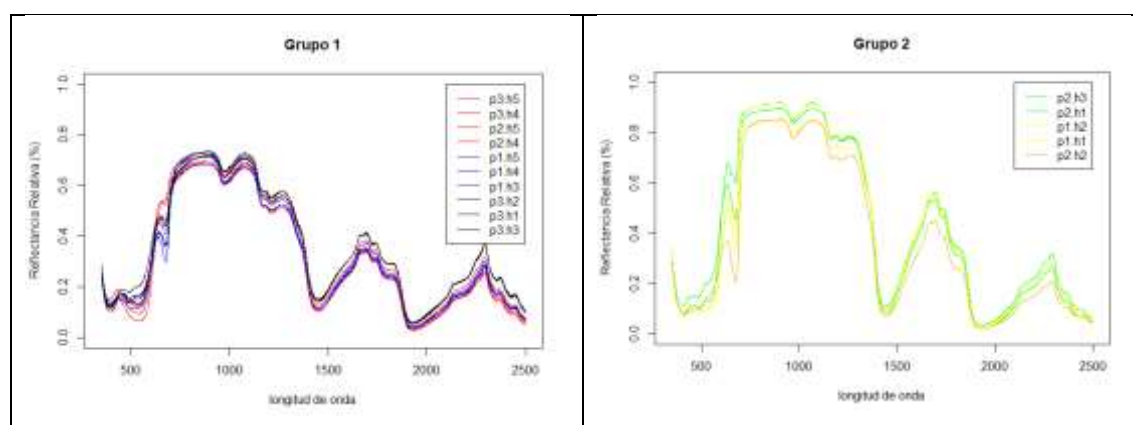


Gráfico 7-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo CHIMBORAZO-LQ108

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Dos espectros son obtenidos del análisis del cultivo CHIMBORAZO-LQ108 denominados:

-E1 (promedio entre espectros de color rojo, negro y azul)

-E2 (promedio entre espectros de color verde y amarillo)

En función de los análisis se puede determinar que E1 es conformado por espectros de flores mientras que E2 se debe a los espectros procedentes de hojas.

3.2.3. *Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo M2-MQ102*

Dos grupos con una distancia aproximada de 23 fueron generados por el análisis de agrupamiento, con cinco subgrupos visualizados en el gráfico 8-3 para una mayor discriminación.

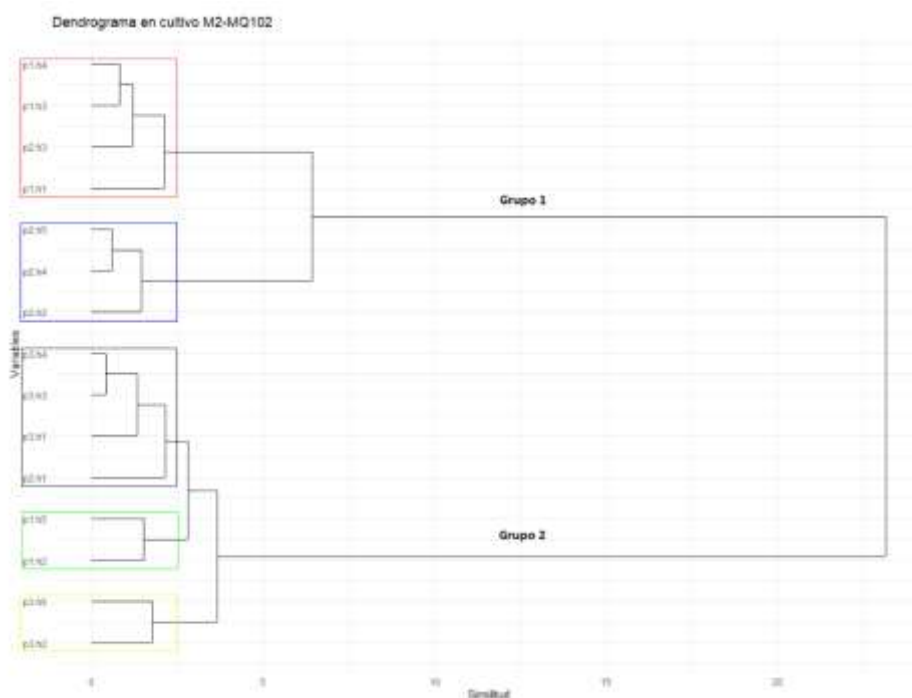


Gráfico 8-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo M2-MQ102

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Ambas agrupaciones no muestran diferencias significativas entre los espectros que las conforman, y las diferencias en la banda de borde rojo no son muy notables. Acorde a relatos del personal de muestreo, las muestras de espectros en este cultivo son netamente debido a flores.

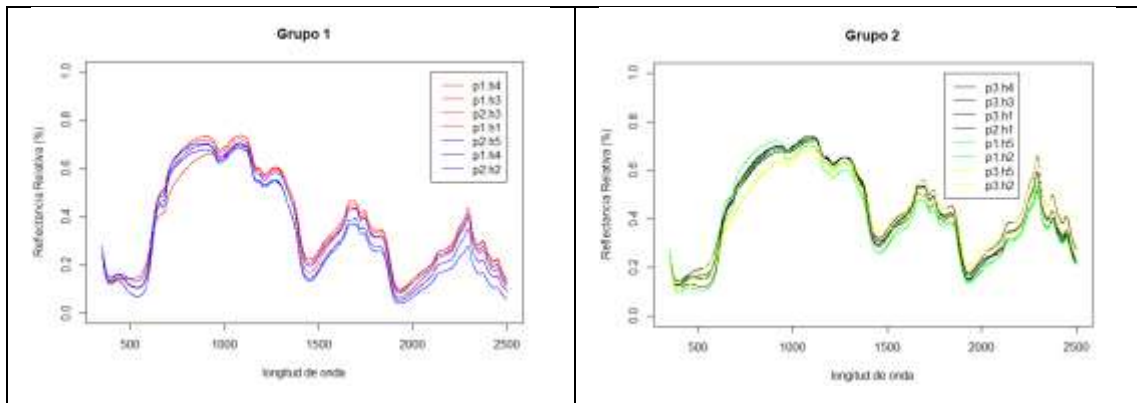


Gráfico 9-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo M2-MQ102

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Dos espectros son obtenidos del análisis del cultivo M2-MQ102 denominados:

- E1 (promedio entre espectros de color rojo y azul)
- E2 (promedio entre espectros de color verde, amarillo y negro)

Tanto E1 como E2 están conformados por espectros de flores, pero debido a sus diferencias, pertenecerían a familias con características diferentes.

3.2.4. Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo M3-MQ103

Dos grupos con una distancia aproximada de 15 fueron generados por el análisis de agrupamiento, cinco subgrupos son visualizados en el gráfico 10-3 para una mayor discriminación.

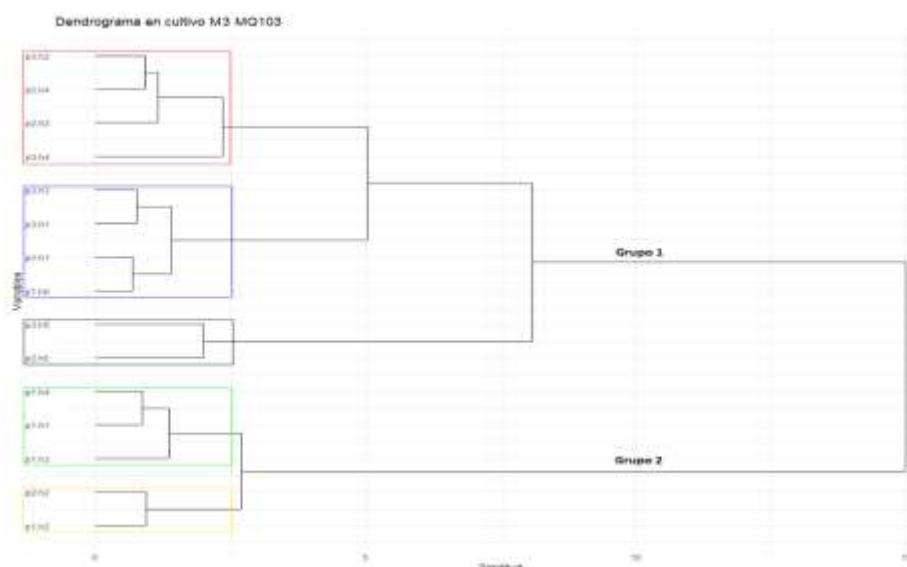


Gráfico 10-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo M3-MQ103

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

No se encontraron diferencias significativas entre los espectros que conforman cada agrupación y las diferencias en la banda de borde rojo son insignificantes. Acorde a relatos del personal de muestreo, las muestras de espectros en este cultivo son netamente debido a flores (Gráfico 11-3).

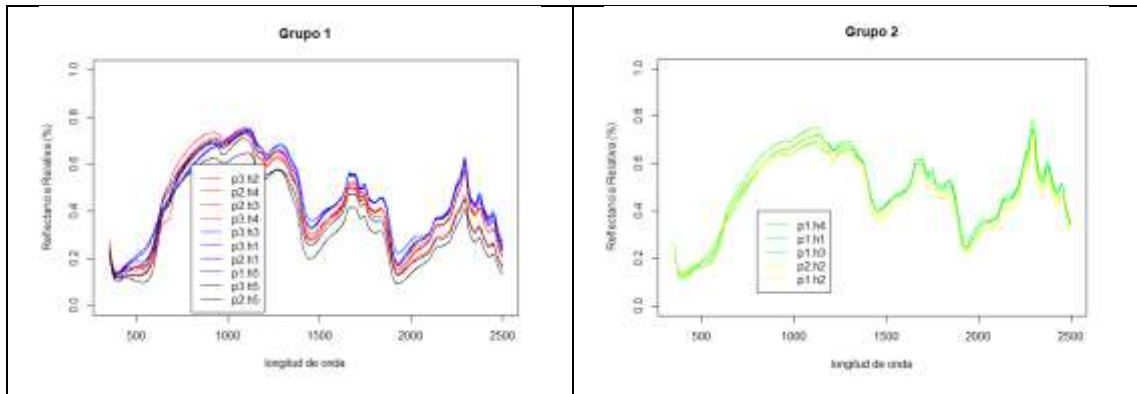


Gráfico 11-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo M3-MQ103

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Dos espectros son obtenidos del análisis del cultivo M3-MQ103 denominados:

-E1 (promedio entre espectros de color rojo, negro y azul)

-E2 (promedio entre espectros de color verde y amarillo)

Tanto E1 como E2 están conformados por espectros de flores, pero debido a sus diferencias, pertenecerían a familias con características diferentes.

3.2.5. *Análisis de agrupamientos jerárquicos en cultivo M4-MQ104*

Finalmente, dos grupos con una distancia cercana a 8 fueron generados por el análisis de agrupamiento, con cuatro subgrupos visualizados en el gráfico 12-3 para una mayor discriminación.

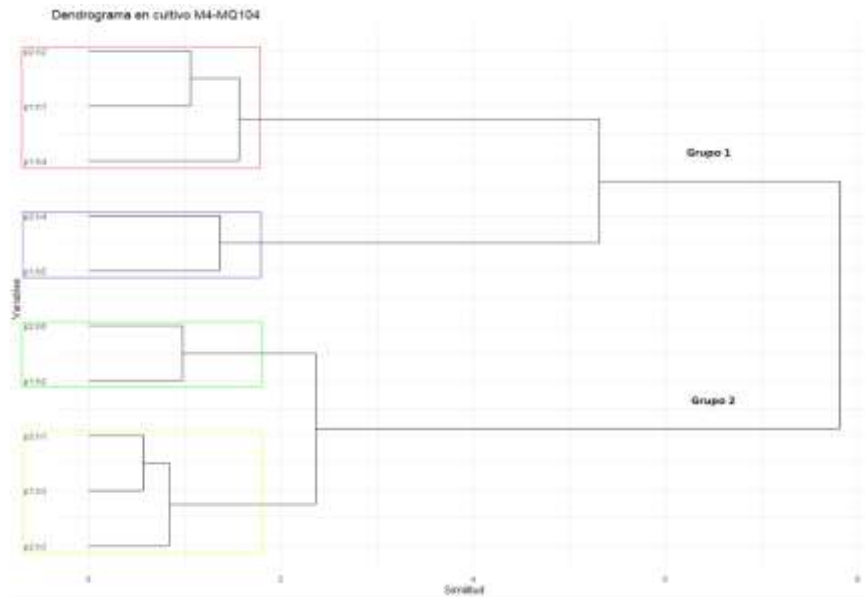


Gráfico 12-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas cultivo M4-MQ104

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

No se encontraron diferencias significativas entre los espectros de ambas agrupaciones y las diferencias en la banda de borde rojo no son muy marcadas. Acorde a relatos del personal de muestreo, las muestras de espectros en este cultivo son netamente debido a flores (Gráfico 13-3).

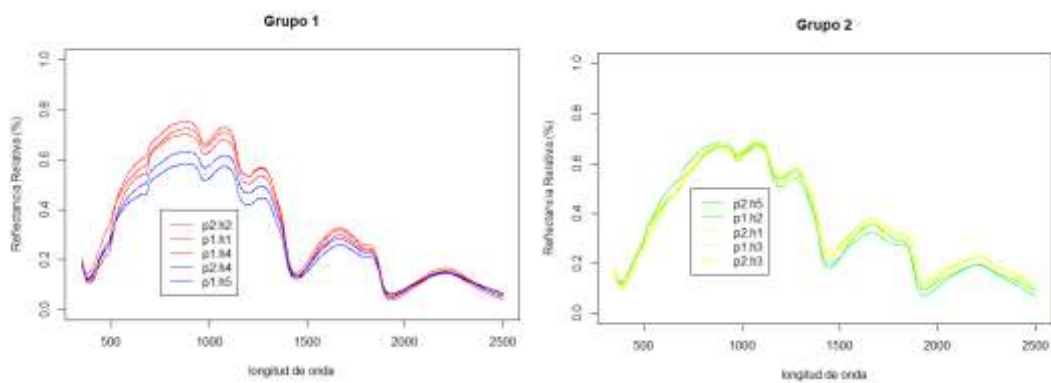


Gráfico 13-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas cultivo M4-MQ104

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Dos espectros son obtenidos del análisis del cultivo M4-MQ104 denominados:

- E1 (promedio entre espectros de color rojo y azul)
- E2 (promedio entre espectros de color verde y amarillo)

Tanto E1 como E2 están conformados por espectros de flores, pero debido a sus diferencias, pertenecerían a familias con características diferentes.

3.2.6. Análisis de agrupamientos jerárquicos entre espectros de cultivos LQ106, LQ108, MQ102, MQ103 y MQ104

Definidos espectros de reflectancia característicos de los cultivos LQ106, LQ108, MQ102, MQ103 y MQ104, se procedió a aplicar el análisis de agrupamiento jerárquico sobre estos espectros con la finalidad de determinar similitudes entre cultivos. El gráfico 14-3 muestra el dendrograma generado, con dos grupos diferenciables con una distancia aproximada de 24. Tres subgrupos son tomados en consideración para “Grupo 1” y 2 para “Grupo 2” para una mayor discriminación.

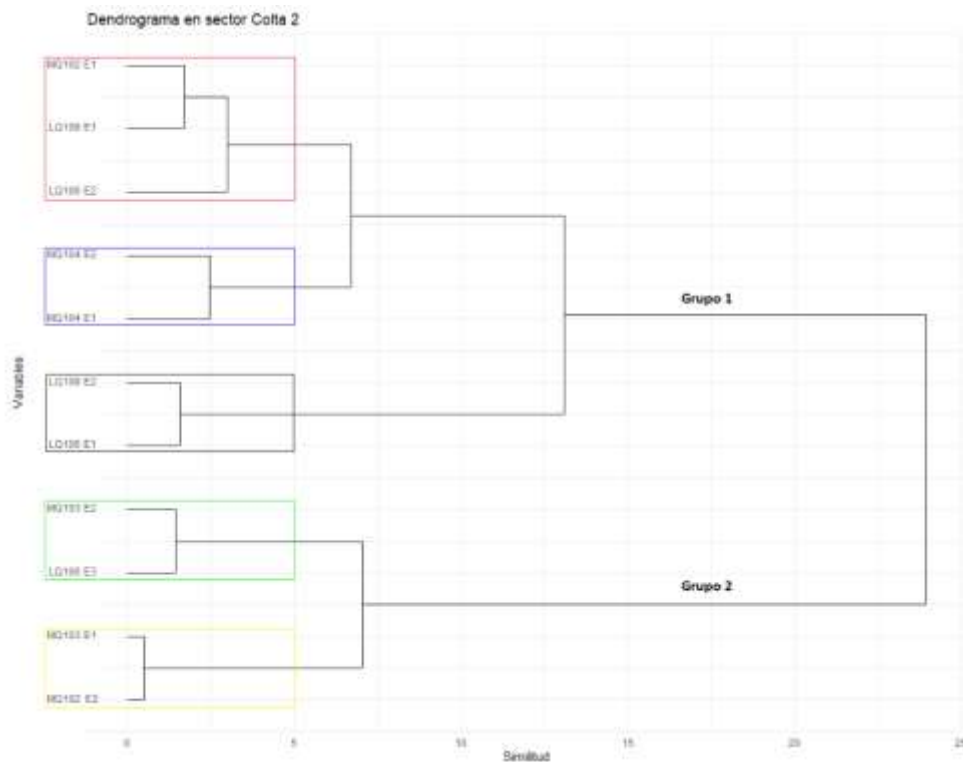


Gráfico 14-3: Dendrograma en sector Colta 2 entre hojas de todos los cultivos

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Como se observa en el Gráfico 15-3, los espectros resultantes en Grupo 1 poseen diferencias significativas por lo cual no podrían ser agrupados, en tanto que los espectros de Grupo 2 poseen similitudes en forma, con un desfase en las amplitudes en bandas superiores a 1400 nm, agrupándose para obtener un espectro característico.

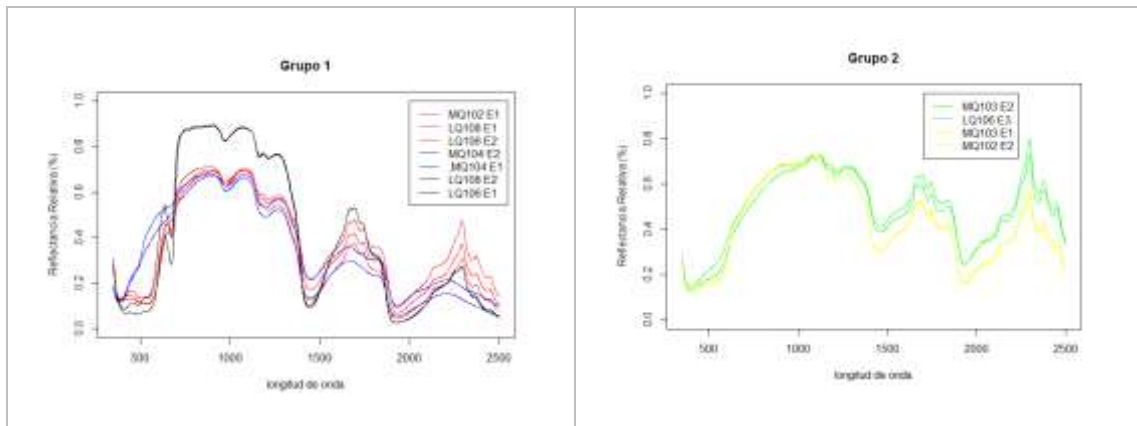


Gráfico 15-3: Espectros de plantas en Grupos entre hojas del total de cultivos de Colta 2

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Todos los espectros contribuyentes de las agrupaciones anteriormente analizadas son mostrados en el gráfico 16-3, así como sus correspondientes firmas espectrales (curvas líneas oscuras) y curvas a dos desviaciones estándar (curvas semi transparentes). Solo la firma espectral 3 es producida por la reflectancia en hojas, mientras que, las tres firmas restantes son procedentes de flores.

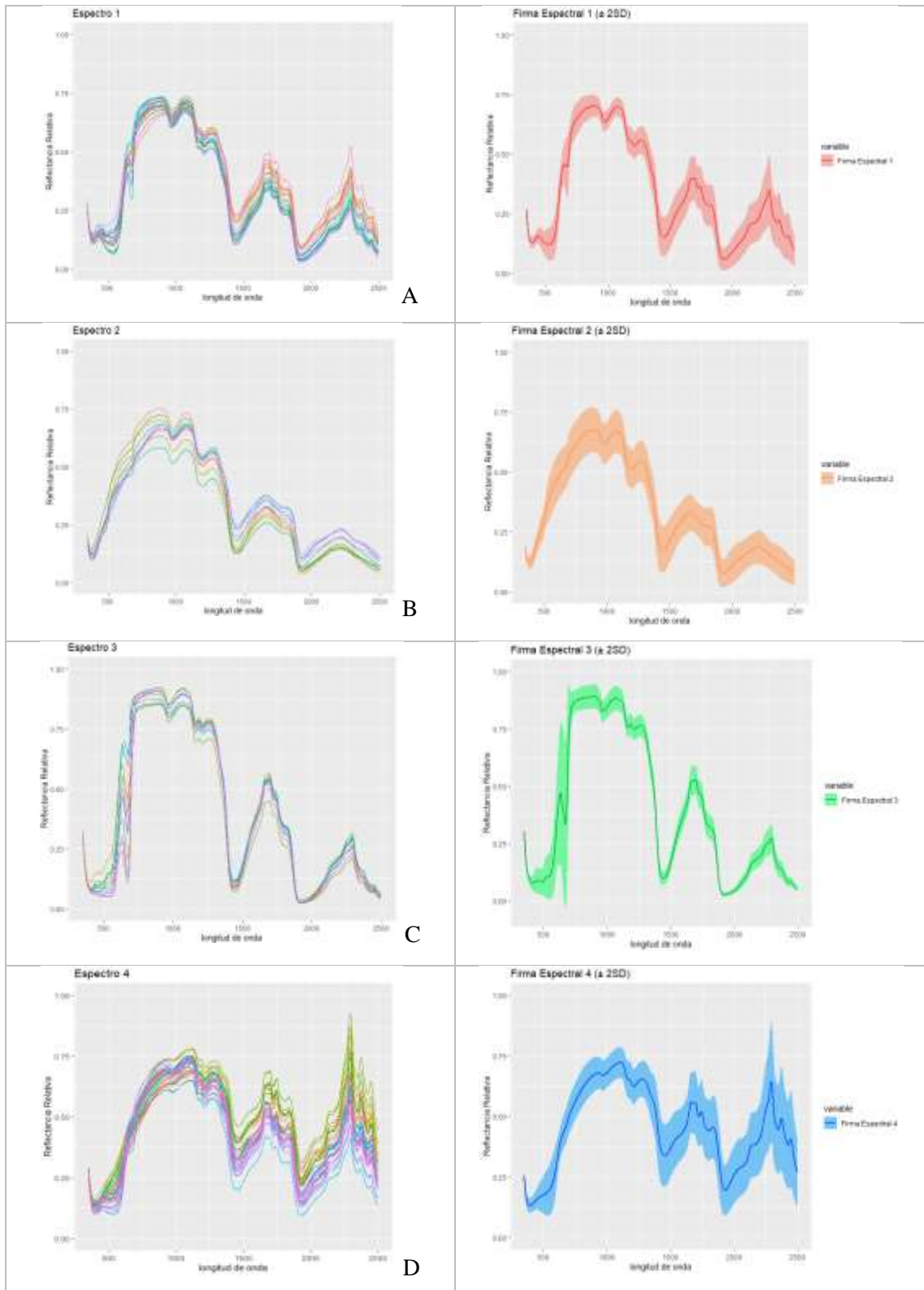


Gráfico 16-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3 y 4 y sus correspondientes firmas espectrales
 Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Como se observa en la tabla 1-3, la firma espectral 3 (hojas) presenta la mayor desviación estándar presentada en la zona borde rojo, sin embargo, presenta la menor desviación estándar promedio indicando una mayor homogeneidad en las demás bandas. La mayor desviación estándar promedio es presentada en la firma espectral 4 donde existe una gran variabilidad en bandas superiores a los 1400nm.

Tabla 9-3: Desviación Estándar de las firmas espectrales

Firma Espectral	Desviación estándar Máxima	Desviación estándar promedio
1	0.07422062	0.03639038
2	0.05591523	0.03932534
3	0.1890447	0.02972793
4	0.1245783	0.05385361

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

3.3. Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector INIAP-QUITO entre hojas

El análisis de agrupamiento genero el dendrograma mostrado el gráfico 17-3, se observan dos grupos con diferencias significativas denominados “Grupo 1” y “Grupo 2”, sus diferencias marcan una distancia aproximada de 12,1. El grupo 1 está conformado por 8 cultivos mientras que el grupo 2 lo conforman los espectros de 4 cultivos.

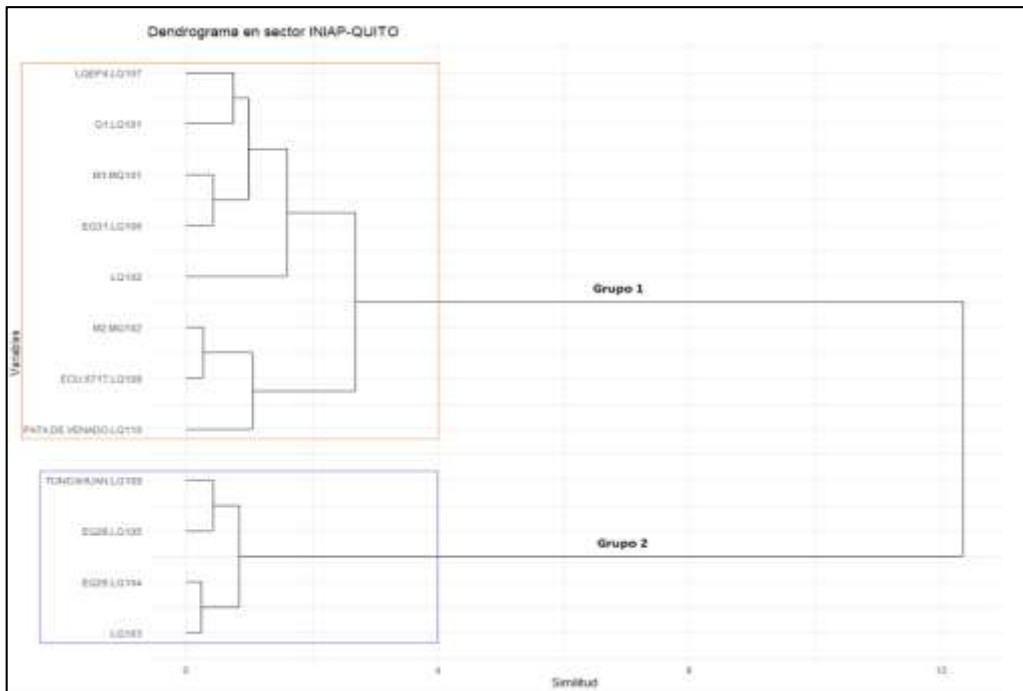


Gráfico 17-3: Dendrograma en sector INIAP-QUITO entre hojas

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

El gráfico 18-3 muestra los espectros de los cultivos que conforman los grupos 1 y 2, así como sus correspondientes firmas espectrales representadas por los promedios de sus respectivos espectros (líneas oscuras) a dos desviaciones estándar (curvas semitransparentes). La máxima desviación estándar presentada en los grupos 1 y 2 fue de 0.05760693 y 0.0259184, con una desviación estándar promedio de 0.0150676 y 0.006228079 respectivamente. La variabilidad del grupo 1 es aproximadamente 2.22 veces mayor al grupo 2 atribuido principalmente a la variabilidad de la reflectancia presentada en las hojas del grupo 1 en la zona de borde rojo.

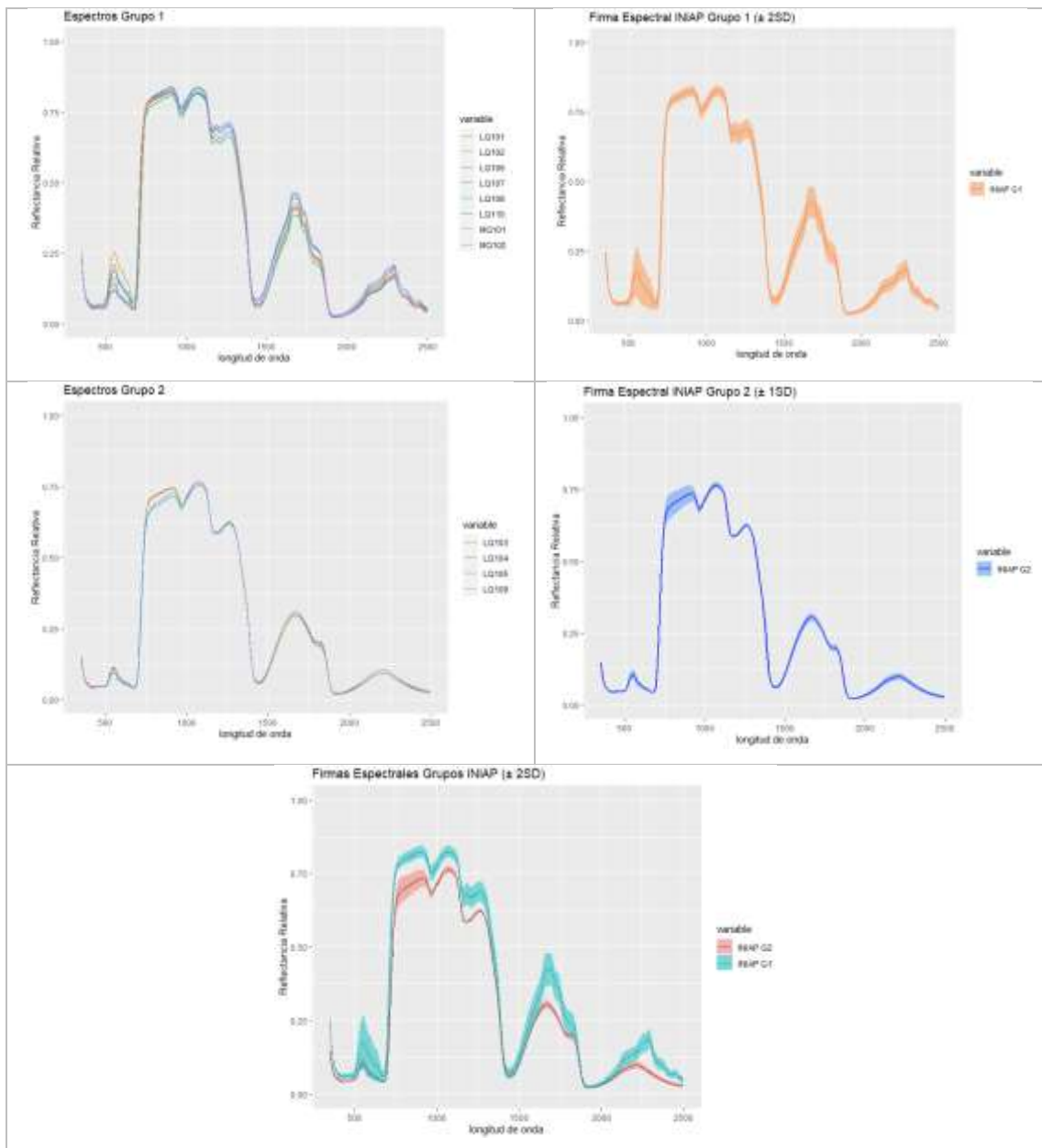


Gráfico 18-3: Espectros de plantas en Grupos 1 y 2 y sus correspondientes firmas espectrales

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

3.4. Análisis de agrupamientos jerárquicos en sectores Colta 1, Colta2 e INIAP-QUITO entre hojas

Con el fin de determinar las diferencias y similitudes presentes entre los espectros en sectores espaciales y temporales, se aplicó el análisis de agrupamientos jerárquicos obteniéndose el dendrograma del gráfico 19-3 con cuatro grupos característicos, conformados por 14, 10, 2 y 4 cultivos respectivamente.

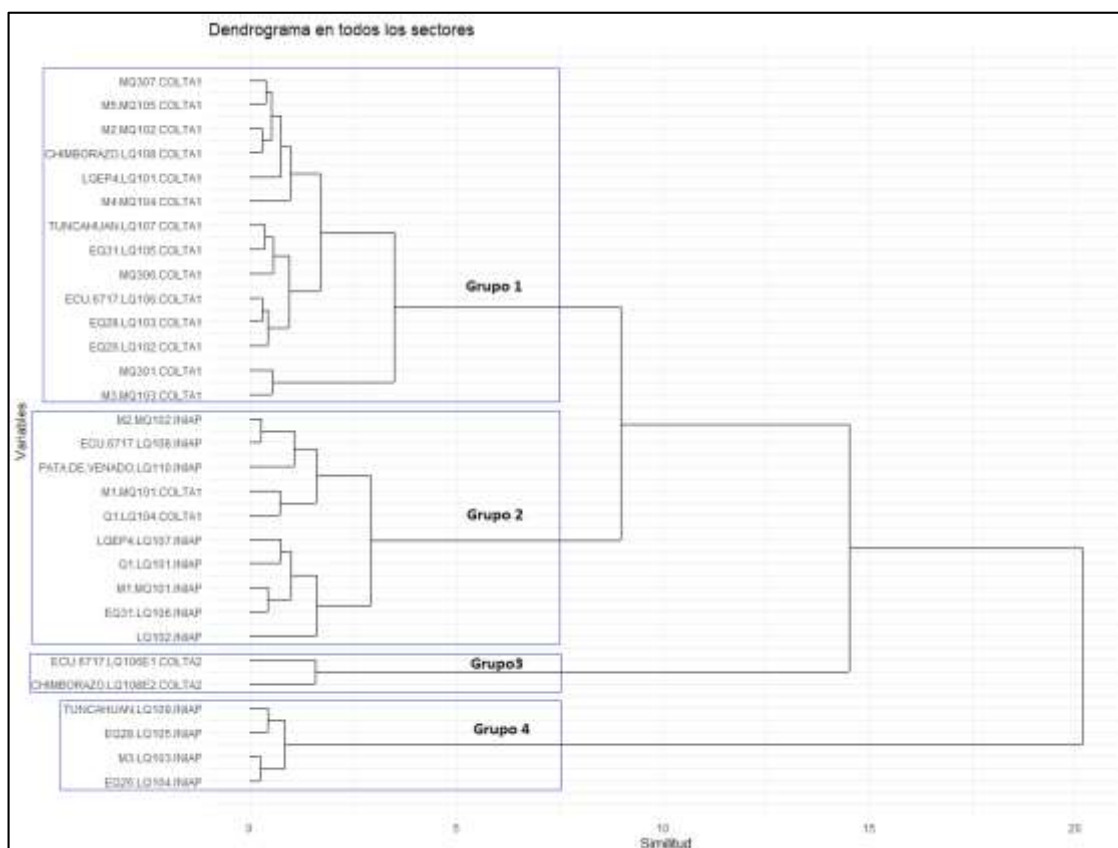


Gráfico 19-3: Dendrograma entre hojas de la totalidad de sectores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los espectros de los cultivos que conforman cada grupo, así como sus correspondientes firmas espectrales son mostradas en el gráfico 20-3. Al no presentarse diferencias significativas entre el grupo 1 y 2, se obtuvo una sola firma espectral representativa de ambos grupos. La máxima desviación estándar presentada en los grupos 1, 2 y 3 fue de 0.06058393, 0.1890447 y 0.0259184, con una desviación estándar promedio de 0.02056332, 0.02972793 y 0.006228079 respectivamente. La firma espectral del grupo 1 conformado en su totalidad por espectros procedentes del sector Colta1 mientras que el grupo 2, lo conforman espectros procedentes mayoritariamente del sector INIAP-QUITO más dos espectros del sector COLTA 1 (M1 y Q1). La firma espectral Grupo 1 mas Grupo 2 está conformada en su totalidad por espectros de los sectores COLTA 1 e INIAP-QUITO (sectores espaciales).

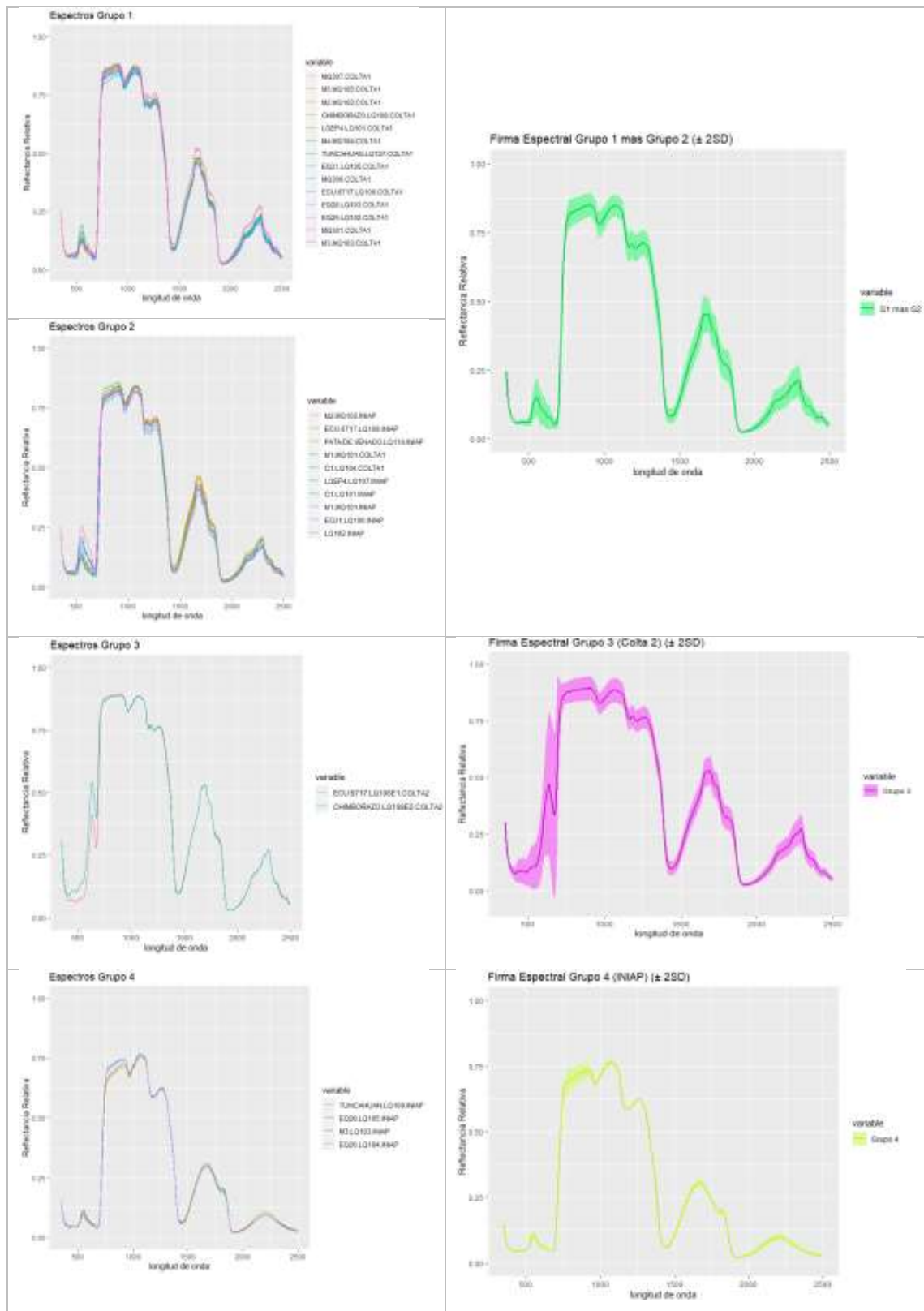


Gráfico 20-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3 y 4 y sus correspondientes firmas espectrales
Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Las firmas espectrales de los grupos 3 y 4, están conformadas en su totalidad por espectros procedentes de COLTA 2 e INIAP-QUITO respectivamente.

3.5. Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector Colta 1 entre flores

Un estudio de variabilidad espectral en conjunción con una clasificación no supervisada K-means sobre los datos, mostró dos espectros atípicos mostrados en el gráfico 21-3 donde el espectro A, debido a la flor 3 procedente del cultivo LQEP4 es descartado al sobrepasar el valor de reflectancia máximo establecido. Por otro lado, el espectro B debido a la flor 3 procedente del cultivo EQ26 fue mantenido para el análisis de agrupamiento al no existir pruebas suficientes de que se trate de un espectro no válido.

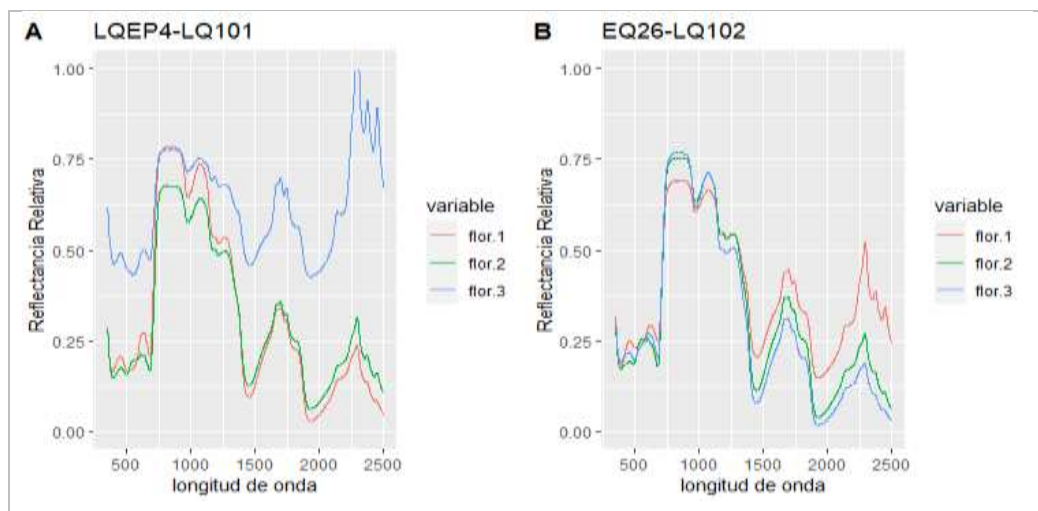


Gráfico 21-3: Espectros de flores atípicos presentados en el sector Colta 1

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

El gráfico 22-3 muestra el dendrograma generado por el algoritmo de agrupamiento, destacándose tres grupos característicos conformados por 7, 9 y 1 cultivos respectivamente, separados por una distancia aproximada de 8.

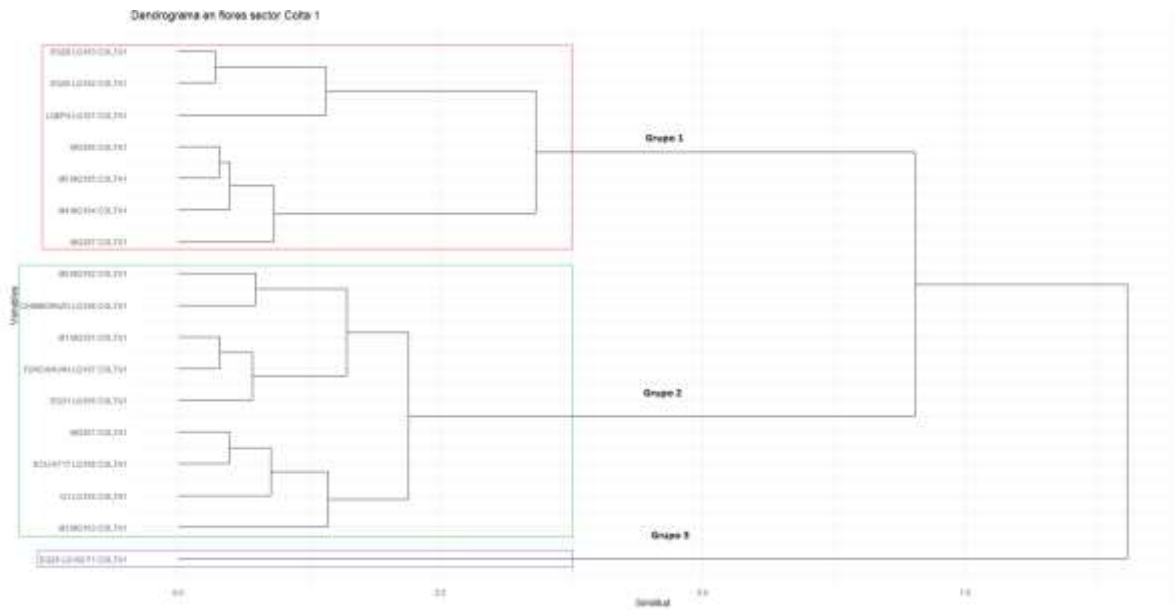


Gráfico 22-3: Dendrograma en sector Colta 1 entre flores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los espectros de los cultivos que conforman cada grupo, así como sus correspondientes firmas espectrales son mostradas en el gráfico 23-3. El grupo 3 está conformado únicamente por el espectro del cultivo EQ26 planta 3 por lo cual no se podría considerar o generar una firma espectral representativa del sector en estudio.

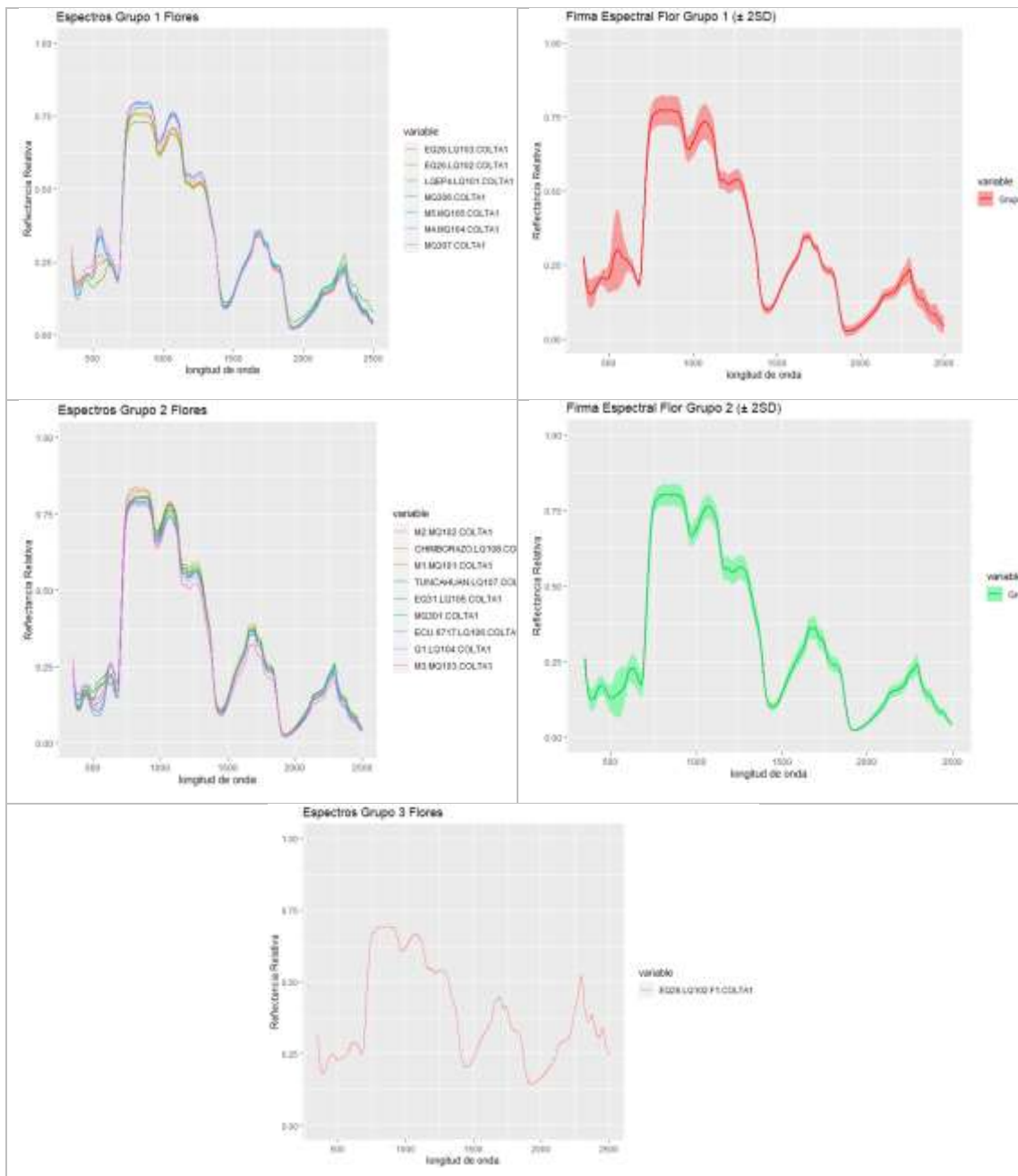


Gráfico 23-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2 y 3 y sus correspondientes firmas espectrales

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Finalmente, el gráfico 24-3 muestra la superposición de las firmas espectrales de flores obtenidas anteriormente. La máxima desviación estándar presentada en los grupos 1 y 2 fue de 0.06876786 y 0.04035288, con una desviación estándar promedio de 0.0162005 y 0.01513266 respectivamente. Ambos grupos presentan desviaciones estándar promedio similares, pero con diferencias significativas entre grupos observadas en bandas correspondientes al espectro visible (inferiores a 680nm) y parte de la zona borde rojo. Al igual como se observó en el análisis en

hojas, existen flores con diferentes pigmentaciones destacando flores de color blancas y moradas, pudiendo concluir que las diferencias anteriormente mencionadas se deben principalmente a la pigmentación de flores (Luz Gómez y Enrique Aguilar, 2016, pp. 8-9).

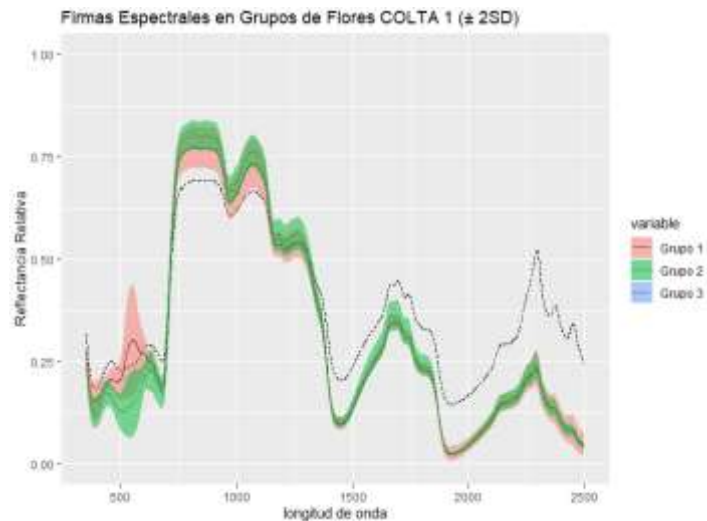


Gráfico 24-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2 y 3 sector Colta 1

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

3.6. Análisis de agrupamientos jerárquicos en sector INAP-QUITO entre flores

El gráfico 25-3 muestra el dendrograma generado, conformado por cuatro grupos representativos con 3, 3, 2 y 2 cultivos respectivamente. El grupo 4 posee la menor similitud con respecto a los demás grupos con una distancia aproximada de 10,2. Se han agrupado cultivos de diferentes ramas con menor similitud (cuadros rojos, grupo 1) debido a que presentan una mayor similitud en zonas del espectro visible en comparación del grupo 2 (cuadro verde).

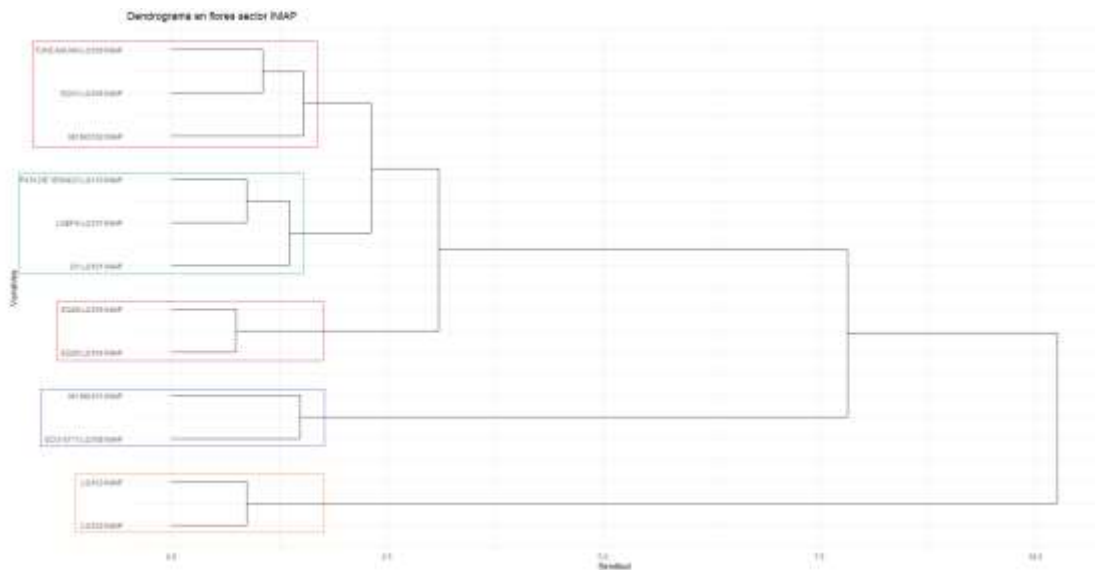


Gráfico 25-3: Dendrograma en sector INAP-QUITO entre flores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los espectros y firmas espectrales de los grupos generados son presentados en el gráfico 26-3. Se encontraron similitudes en las firmas espectrales de los grupos 1 y 2 para bandas diferentes a las zonas del espectro visible verde y rojo (entre 530 y 670nm). La máxima desviación estándar presentada en los grupos fue de 0.0680995, 0.03341351, 0.03804234 y 0.05477721, con una desviación estándar promedio de 0.02056336, 0.01538215, 0.01929456 y 0.007918139 respectivamente.

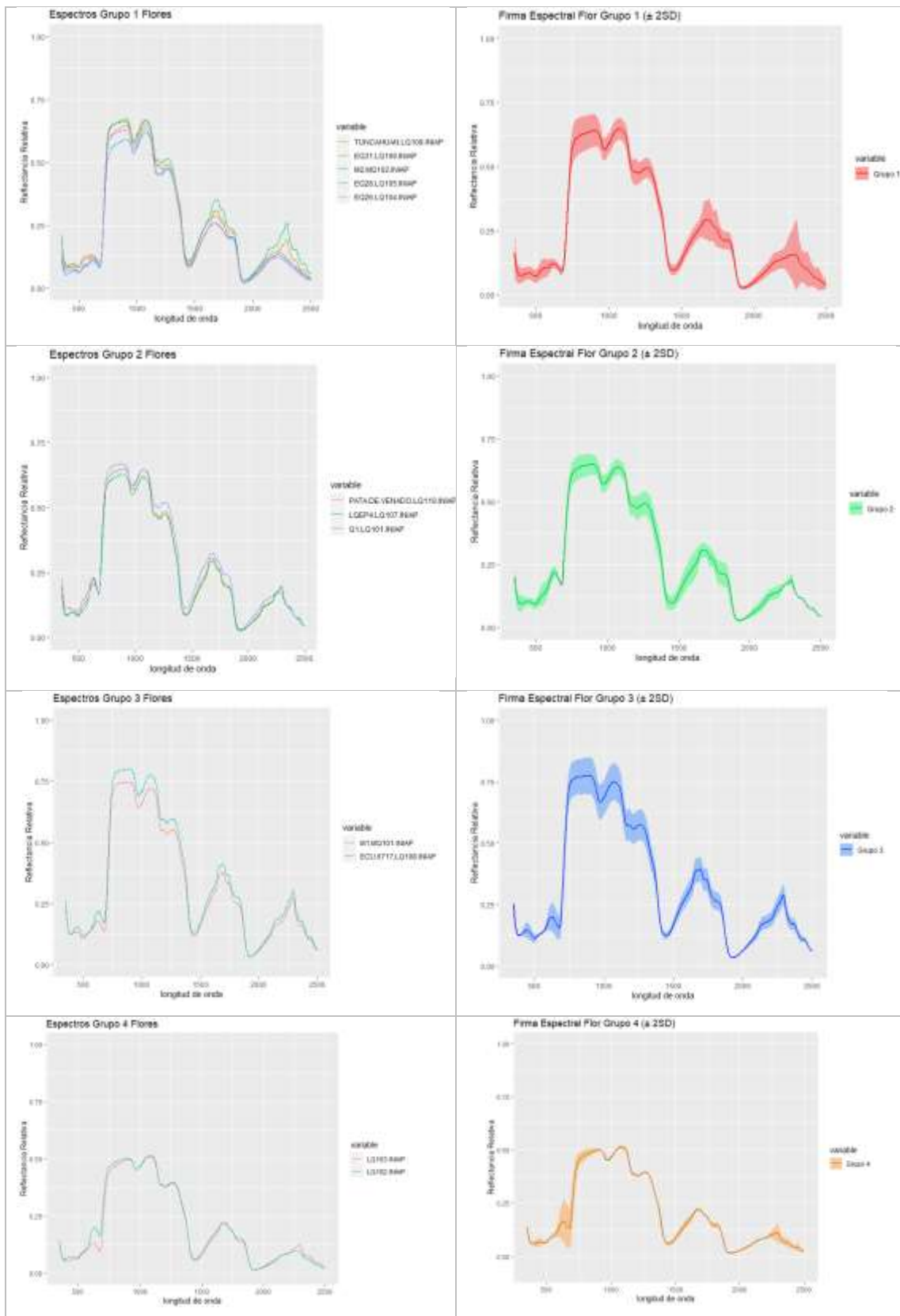


Gráfico 26-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3, 4 y sus correspondientes firmas espectrales

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

3.7. Análisis de agrupamientos jerárquicos en sectores Colta 1, Colta2 e INIAP-QUITO entre flores

Con el fin de determinar las diferencias y similitudes presentes entre los espectros de flores en sectores espaciales y temporales, se aplicó el análisis de agrupamientos jerárquicos obteniéndose el dendrograma del gráfico 27-3 con cinco grupos característicos, conformados por 10, 8, 10, 4 y 4 cultivos respectivamente.

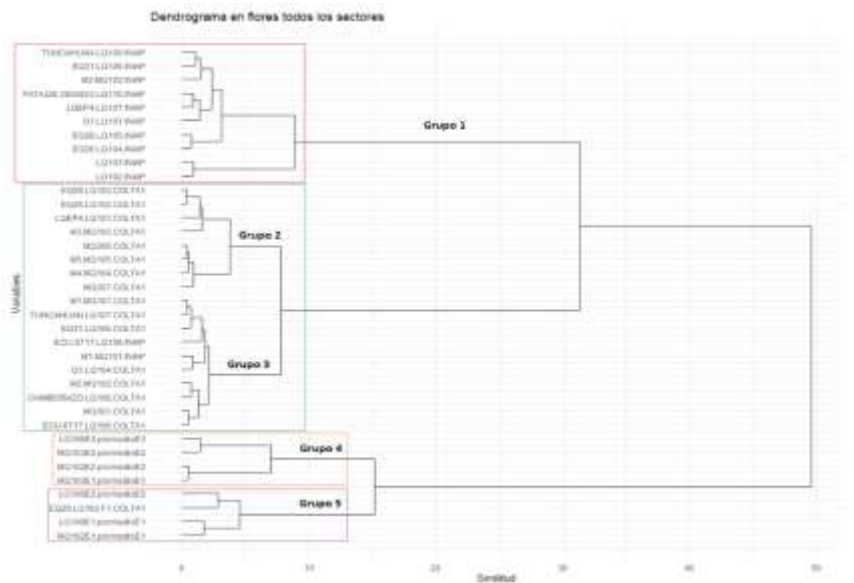


Gráfico 27-3: Dendrograma entre flores de la totalidad de sectores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los espectros de los cultivos que conforman cada grupo, así como sus correspondientes firmas espectrales son mostradas en el gráfico 28-3. Al no presentarse diferencias significativas entre el grupo 2 y 3, se obtuvo una sola firma espectral representativa de ambos grupos. La máxima desviación estándar y la desviación estándar promedio de los grupos se observan en la tabla 6-3.

Tabla 10-3: Desviación estándar máxima y desviación estándar promedio

Espectro-Grupo	Desviación estándar máxima	Desviación estándar promedio
1	0.06909437	0.03523121
2 y 3	0.0932732	0.02166382
4	0.1188104	0.04390451
5	0.08204163	0.03954685

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

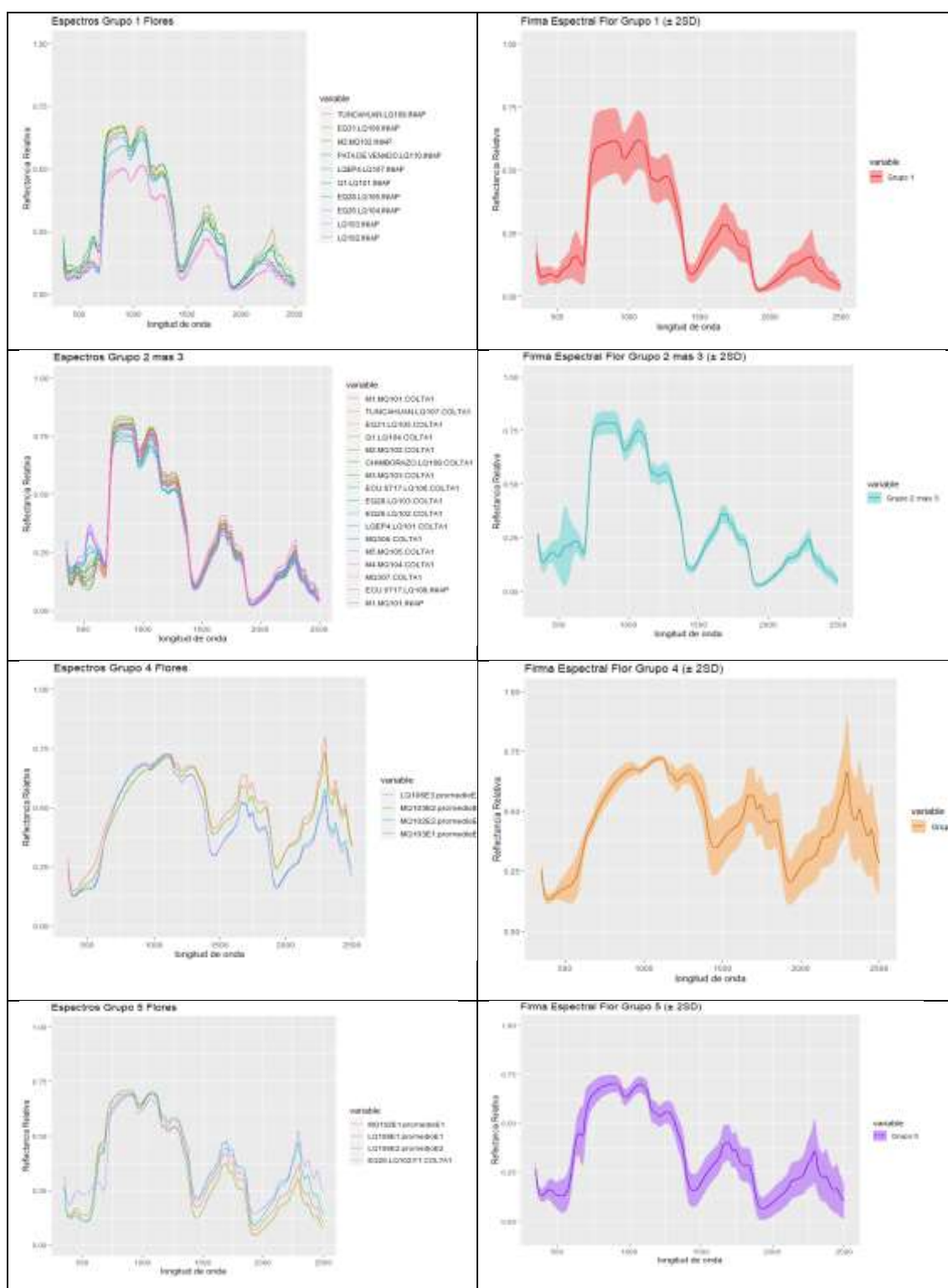


Gráfico 28-3: Espectros de plantas en Grupos 1, 2, 3, 4 y 5 y sus correspondientes firmas espectrales

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

La firma espectral del grupo 1 conformado en su totalidad por espectros procedentes del sector INIAP-QUITO mientras que el grupo 2 más 3, lo conforman espectros procedentes mayoritariamente del sector COLTA 1 más dos espectros del sector INIAP-QUITO (ECU6717 y M1). Las firmas espectrales de los Grupos 4 y 5 están conformada en su totalidad por espectros del sector COLTA 2 a excepción del espectro procedente de la zona COLTA 1 debido a la flor 1 del cultivo EQ26, mencionando que existen marcadas diferencias entre este espectro con el resto, en las zonas de espectro visible y borde rojo. Se recomendaría remover este espectro para disminuir la variabilidad en la firma espectral debido a que es un caso particular y no muy significativo.

3.8. Análisis mediante índices espectrales

Índices espectrales han sido utilizados para el estudio en plantas en diferentes localidades y etapas fenológicas (Inoue et al., 2008, pp. 156-172), por lo que un total de cinco índices espectrales ampliamente utilizados fueron calculados, con la finalidad de determinar las diferencias existentes entre los espectros que conforman las firmas espectrales anteriormente clasificadas y entre las mismas. Se calculó: índice de vegetación de la diferencia normalizada (NDVI), índice de vegetación de la diferencia normalizada verde (GNDVI), índice de diferencia normalizada de humedad (NDMI), índice de cobertura verde (GCI) e índice de pigmentación insensible a la estructura (SIPI), índices que permiten determinar estados de salud, contenido de agua, clorofila y pigmentación en hojas y flores. Las tablas 7-3 y 8-3 muestran los valores de los índices calculados en hojas y flores respectivamente.

Tabla 11-3: Índices espectrales de hojas

CULTIVO	NDVI B8,B4	GNDVI B8,B3	NDMI B8,B11	GCI B9,B3	SIPI B8,B2,B4
LQ102.INIAP	0.809645	0.5281776	0.4501474	2.215411	1.0169839
PATA.DE.VENADO.LQ110.INIAP	0.8287187	0.6275361	0.4016063	3.359859	1.0133674
LQEP4.LQ107.INIAP	0.8507595	0.6162618	0.473593	3.188014	1.0073297
MQ301.COLTA1	0.8685376	0.7573642	0.3679947	6.267087	1.0072916
Q1.LQ101.INIAP	0.8482866	0.5921053	0.4518247	2.869264	0.9984371
ECU.6717.LQ108.INIAP	0.8823711	0.748626	0.4204844	5.898328	0.996275
M2.MQ102.INIAP	0.8753197	0.7354115	0.4109201	5.521512	0.9961911
CHIMBORAZO.LQ108.COLTA1	0.8865747	0.7219593	0.4202216	5.124639	0.9955809
M1.MQ101.INIAP	0.8718226	0.6696186	0.455534	3.989831	0.9936747
ECU.6717.LQ106.COLTA1	0.9000686	0.752865	0.4331554	6.011265	0.9929526
TUNCAHUAN.LQ107.COLTA1	0.8969388	0.7287663	0.4322443	5.333016	0.9928686
M1.MQ101.COLTA1	0.8990344	0.7318033	0.4502264	5.359964	0.9925374
MQ306.COLTA1	0.8736816	0.6851991	0.4088923	4.352515	0.9922028
EQ31.LQ106.INIAP	0.8794386	0.7043818	0.4604051	4.723858	0.9910681
M5.MQ105.COLTA1	0.8858302	0.6848641	0.399942	4.321359	0.9906739
EQ31.LQ105.COLTA1	0.8863157	0.7329021	0.4177097	5.417627	0.9906318
LQEP4.LQ101.COLTA1	0.891312	0.7586497	0.4153859	6.214938	0.9903995
MQ307.COLTA1	0.8689488	0.6908845	0.4168931	4.458448	0.9901568
EQ26.LQ102.COLTA1	0.8933159	0.736426	0.4359782	5.502927	0.9897661
M4.MQ104.COLTA1	0.8675708	0.6451587	0.414274	3.569743	0.9897231
EQ28.LQ103.COLTA1	0.893993	0.7357509	0.4353044	5.482661	0.9895441
Q1.LQ104.COLTA1	0.8992668	0.7614477	0.462119	6.30389	0.9889172
COLTA2 CHIMBORAZO LQ108	0.6982219	0.6861623	0.3663683	4.284098	1.111111
COLTA2 CHIMBORAZO LQ108	0.6812868	0.8852768	0.4211858	15.175503	1.159643
COLTA2 ECU-6717 LQ106	0.5639959	0.6631289	0.4442738	3.844224	1.226446
COLTA2 CHIMBORAZO LQ108	0.4515663	0.8518291	0.3871661	11.239281	1.498577
COLTA2 ECU-6717 LQ106	0.42997	0.8747542	0.4008817	13.65124	1.564267
COLTA2 ECU-6717 LQ106	0.358412	0.7903194	0.3755929	7.405607	1.723709
COLTA2 CHIMBORAZO LQ108	0.2896262	0.5825407	0.3625718	2.74276	1.856678
COLTA2 CHIMBORAZO LQ108	0.1889748	0.7119057	0.4009958	4.849253	2.782594
COLTA2 ECU-6717 LQ106	0.1318967	0.8149459	0.3701579	8.615298	3.885827
TUNCAHUAN.LQ109.INIAP	0.8786049	0.7257242	0.4408321	5.438232	0.9985795
EQ26.LQ104.INIAP	0.8856648	0.7398601	0.4733227	5.731336	0.9961369
EQ28.LQ105.INIAP	0.8860357	0.764087	0.4336054	6.652401	0.9955886
M3.LQ103.INIAP	0.8871614	0.7594764	0.4732701	6.340902	0.9941745

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Cabe recalcar que en el sector de Colta 2, al no haber tenido una metodología de muestreo predefinido como en los otros sectores y al tener una muestra reducida; los espectros considerados para el cálculo de índices fueron los obtenidos por muestras individuales y agrupadas en diferentes firmas espectrales.

Tabla 12-3: Índices espectrales en flores

CULTIVO	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
M2.MQ102.INIAP	0.7435288	0.7678093	0.425548	6.419839	1.050266
EQ28.LQ105.INIAP	0.7398162	0.7136496	0.423733	5.000346	1.052346
EQ26.LQ104.INIAP	0.7319674	0.748989	0.4552213	5.804421	1.066035
TUNCAHUAN.LQ109.INIAP	0.7066101	0.6832777	0.4147017	4.302868	1.039489
LQ103.INIAP	0.6494351	0.6688604	0.4930276	4.085774	1.111755
PATA.DE.VENADO.LQ110.INIAP	0.5647974	0.6163067	0.4814567	3.019347	1.174489
Q1.LQ101.INIAP	0.5605359	0.6482697	0.4019039	3.604243	1.202231
LQEP4.LQ107.INIAP	0.5491984	0.6825253	0.473134	4.148718	1.223975
LQ102.INIAP	0.4811373	0.6574592	0.4699727	3.779954	1.334926
TUNCAHUAN.LQ107.COLTA1	0.6709372	0.6115234	0.4767091	2.9258427	1.0192507
Q1.LQ104.COLTA1	0.6539281	0.6912908	0.4853279	4.1348235	1.0723441
M1.MQ101.COLTA1	0.6455317	0.6198142	0.4820793	3.0132322	1.0394258
CHIMBORAZO.LQ108.COLTA1	0.6322296	0.707263	0.4713475	4.4912364	1.0805767
ECU.6717.LQ108.INIAP	0.6247659	0.703918	0.4373343	4.5155609	1.0969201
EQ31.LQ105.COLTA1	0.6182225	0.5761696	0.4737139	2.4808786	1.0266948
ECU.6717.LQ106.COLTA1	0.6179419	0.7831424	0.4965192	6.6933105	1.1364356
M5.MQ105.COLTA1	0.6080361	0.4037194	0.4891213	1.2042045	0.9788225
M4.MQ104.COLTA1	0.6024672	0.3779798	0.4956192	1.0758058	0.9813242
EQ28.LQ103.COLTA1	0.5927866	0.4632092	0.4919272	1.5363135	0.9954621
MQ306.COLTA1	0.5873211	0.4021798	0.4874481	1.2231064	0.9901927
M2.MQ102.COLTA1	0.5828283	0.7653762	0.4965501	6.0006033	1.154445
M3.MQ103.COLTA1	0.5760402	0.6648367	0.5269018	3.5797984	1.1171129
EQ26.LQ102.COLTA1	0.573553	0.5061998	0.4928719	1.8368823	1.026109
MQ307.COLTA1	0.5720394	0.3654029	0.5093079	0.9953729	0.9705081
LQEP4.LQ101.COLTA1	0.5655865	0.5886362	0.472232	2.6182397	1.0704038
LQ106E3.promedioE3	0.1675292	0.4105546	0.1174183	1.543492	2.340361
MQ103E2.promedioE2	0.1837713	0.4806018	0.1219143	2.090798	2.287715
MQ102E2.promedioE2	0.189872	0.5765662	0.2165063	2.918712	2.390887
MQ103E1.promedioE1	0.196586	0.5639916	0.227891	2.772116	2.310144
MQ102E1.promedioE1	0.1840648	0.7106846	0.3604021	4.896828	2.656686
LQ108E1.promedioE1	0.2259339	0.6548394	0.4314461	3.64647	2.180715
LQ106E2.promedioE2	0.2263067	0.6980107	0.2943725	4.656211	2.241435
EQ26.LQ102.F1.COLTA1	0.4532253	0.4752697	0.3345574	1.671824	1.064082

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

3.8.1. Índices espectrales de firmas espectrales en hojas

El gráfico 29-3A muestra los espectros que constituyen la primera firma espectral obtenida en el análisis de clasificación anteriormente realizado. Lo conforman hojas de los sectores Colta 1 e INIAP-QUITO en una etapa fenológica de inicio de floración. Las líneas verticales corresponden a las bandas espectrales existentes en Sentinel 2, de izquierda a derecha b1, b2, b3, b4, b5, b6, b7, b8, b8a, b9, b10, b11, b12. Como se puede observar la mayor variación se encuentra en la banda verde (b3), reflejado en las altas desviaciones estándar de GNDVI y CGI en comparación a los demás índices (Tabla 9-3).

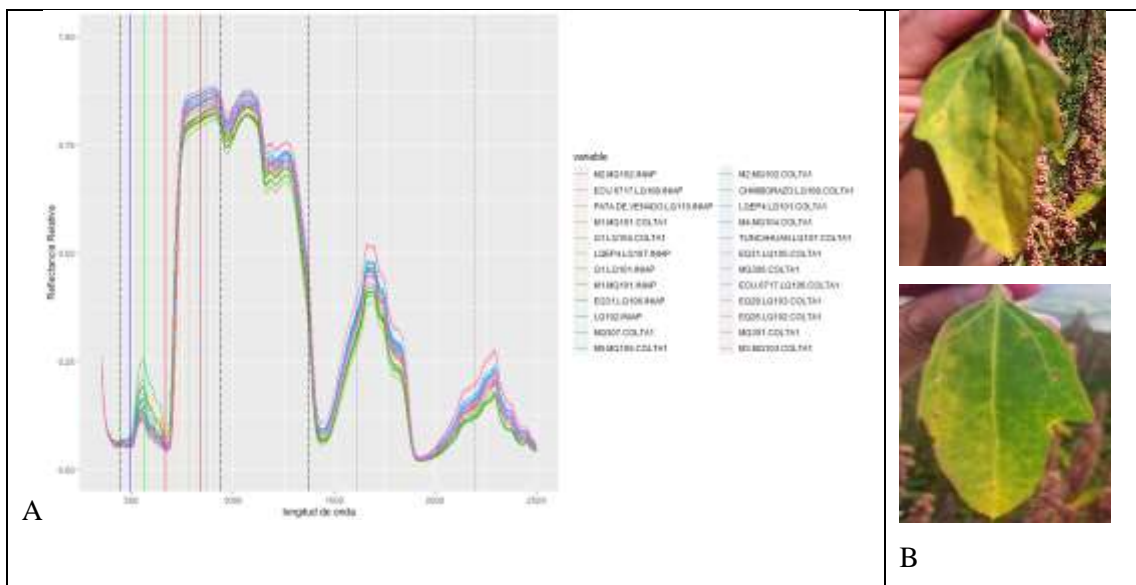


Gráfico 29-3: Espectros constituyentes primera firma espectral en hojas

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

La relativa alta variabilidad en la reflectancia de la banda verde se debe principalmente a la presencia o ausencia de clorofila en la hoja, mostrándose valores bajos donde la planta presentó hojas de color morado (Gráfico 3-3) en comparación a hojas completamente verdes. Todos los índices se encuentran en valores que reflejan cultivos sanos, Sin embargo, en cultivos pertenecientes a INIAP-QUITO se encontraron hojas con tonalidades amarillentas (Gráfico 29-3B) que suelen aparecer a medida que las plantas se acercan a su madurez fenológica (Rojas et al. 2014), tal como lo indica los valores bajos en GCI y GNDVI.

Tabla 13-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 1 en hojas

Estadístico	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
Máximo	0.9001	0.76145	0.47359	6.3039	1.017
Mínimo	0.8096	0.52818	0.36799	2.2154	0.9889
Promedio	0.8754	0.69755	0.42886	4.7948	0.9958
Desviación típica	0.0235	0.06199	0.02506	1.1843	0.0081
C.V	0.0268	0.08887	0.05842	0.247	0.0081

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Con el fin de conocer las posibles relaciones que pudieran existir entre los distintos índices calculados, se realizó un análisis de componentes principales y se obtuvo los coeficientes de correlación de los posibles pares (Gráfico 30-3 izquierda y derecha respectivamente). En este caso, PC1 y PC2 reflejan el 90,27% de la variabilidad de los datos, mostrando una alta correlación positiva entre los índices GCI Y GNDVI al ser la banda verde utilizada para sus cálculos. Una correlación positiva moderada es observada entre NDVI y GCI, GNDVI, indicando que los valores en la banda roja (b4), utilizada en el cálculo de NDVI, aumentan o disminuyen positivamente en función de la banda verde en la mayoría de los casos. Una correlación negativa moderada es observada entre NDVI y SIPI debido a que para ambos índices la banda roja es utilizada, pero con relaciones inversas en sus fórmulas, siendo los valores de la banda azul (b1), la otra banda utilizada para el cálculo de SIPI, poco influyente en la diferenciación de ambos índices. No se observó una significativa relación entre el índice de estrés hídrico NDMI con ninguno de los restantes índices.

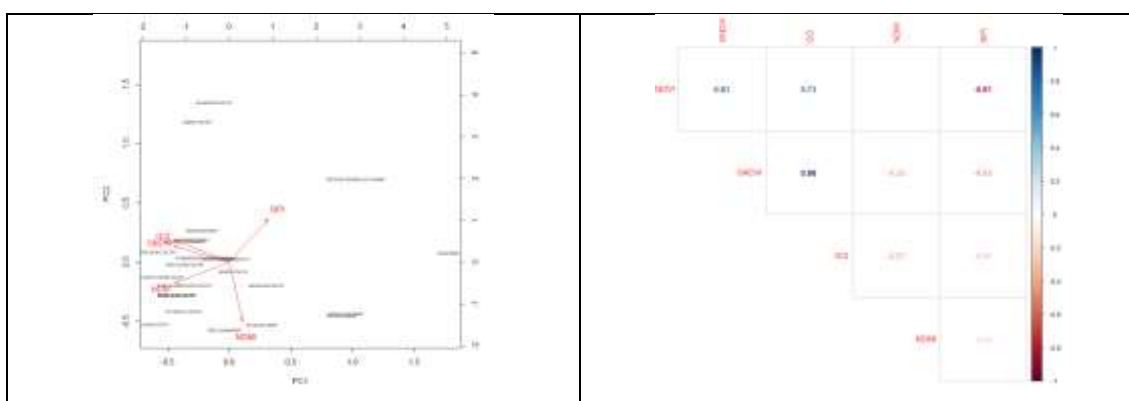


Gráfico 30-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (primera firma espectral en hojas)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Para la segunda firma espectral en hojas, el gráfico 31-3A muestra sus respectivos espectros constituyentes pertenecientes exclusivamente al sector de estado fenológico maduro de Colta 2. Se presencia una gran variabilidad en la banda roja y en la banda amarilla (no mostrada), ubicada entre la banda verde y roja. Esta variabilidad puede explicarse a la presencia de pigmentos que reflejan la radiación en estas bandas para esta etapa fenológica, como se evidencia en el color de las hojas del gráfico 31-3B.

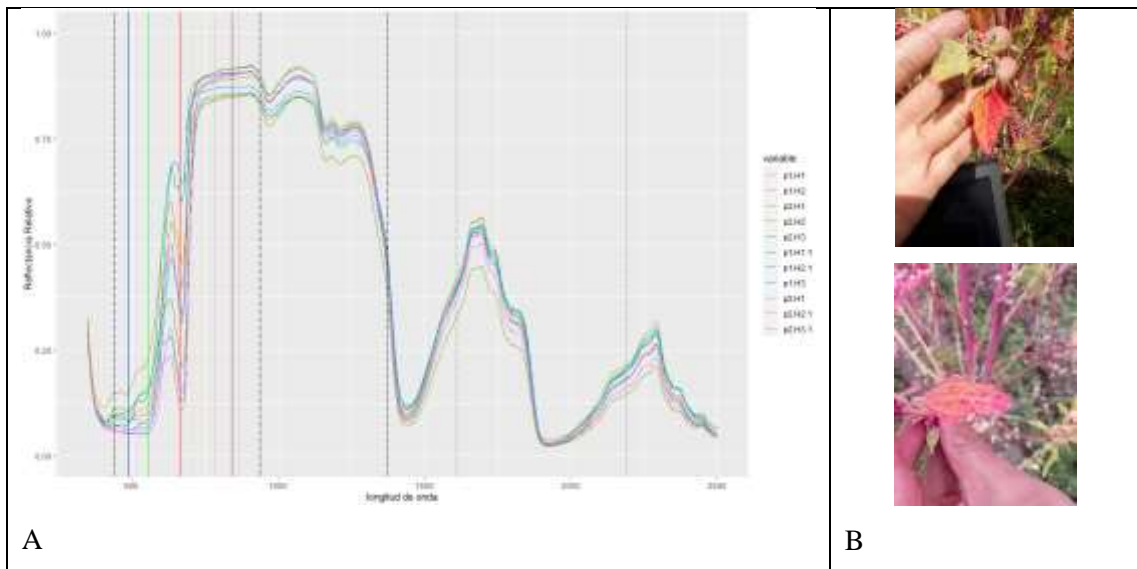


Gráfico 31-3: Espectros constituyentes segunda firma espectral en hojas

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

La Tabla 10-3 muestra los estadísticos resumen de los índices calculados. Para esta etapa de fenológica madura, no se observa una deshidratación considerable (NDMI), ni de disminución considerable en clorofila (GNDVI y GCI). El valor de SIPI promedio se encuentra ligeramente fuera del intervalo de vegetación verde saludable (de 0.8 a 1.8), debido al aumento de pigmentaciones que reflejan la radiación en las bandas amarillo y roja a pesar de mantenerse pigmentaciones debido a la clorofila.

Tabla 14-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 2 en hojas

Estadístico	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
Máximo	0.6982	0.8853	0.4443	15.18	3.886
Mínimo	0.1319	0.5825	0.3626	2.743	1.111
Promedio	0.4216	0.7623	0.3921	7.979	1.868
Desviación típica	0.2014	0.106	0.0275	4.518	0.911
C.V	0.4779	0.139	0.0701	0.566	0.488

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los componentes PC1 y PC2 reflejan el 81,61% de la variabilidad de los datos (Gráfico 32-3). Se mantiene la correlación positiva entre GCI y GNDVI, y correlación negativa entre SIPI y NDVI por factores similares a los establecidos en hojas en etapa de floración. No existe ninguna correlación entre NDMI con ningún otro índice.

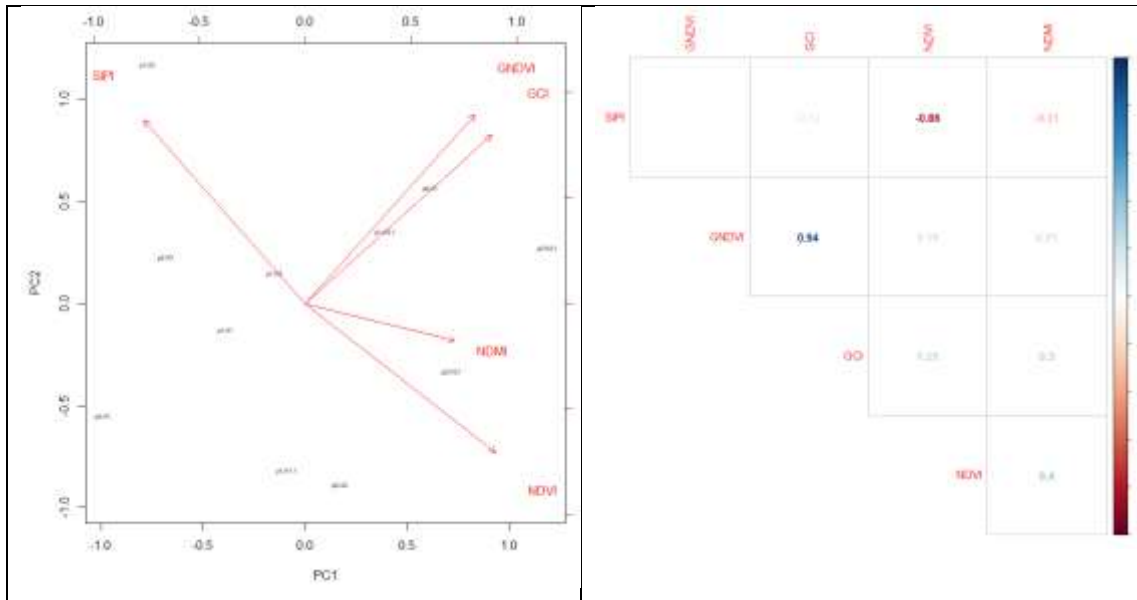


Gráfico 32-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (segunda firma espectral en hojas)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Se observa una distribución homogénea en la firma espectral en hojas número tres como se observa en el Gráfico 33-3, mostrando únicamente una ligera variación en las zonas cercanas de radiación infrarroja b7, b8 y b9. Los espectros pertenecen a la misma zona de INIAP_QUITO, muestreados en la segunda salida a este sector.

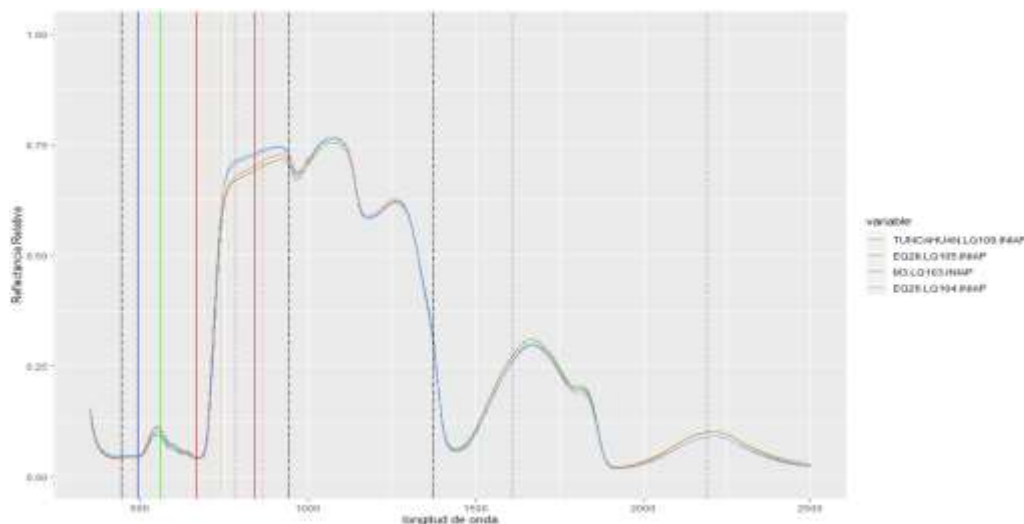


Gráfico 33-3: Espectros constituyentes tercera firma espectral en hojas

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Por la homogeneidad presentada, no se presentan altas desviaciones (Tabla 11-3). Sus índices reflejan cultivos altamente saludables (NDVI, SIPI), con poca variación en la pigmentación de sus hojas (NDVI, GCI) y adecuada hidratación (NDMI).

Tabla 15-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 3 en hojas

Cultivo	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
Máximo	0.8871614	0.764087	0.4733227	6.652401	0.9985795
Mínimo	0.8786049	0.7257242	0.4336054	5.438232	0.9941745
Promedio	0.88387218	0.74649315	0.45465973	6.04225067	0.99620558
Desviación típica	0.00389356	0.01780388	0.02103735	0.55466901	0.00183637
C.V	0.00440511	0.02385003	0.04627055	0.09179841	0.00184337

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Un alto porcentaje del 98,93% de la variabilidad de los índices espectrales es descrito los componentes PC1 y PC2. Se mantienen correlaciones entre índices similares a las presentadas en las dos firmas anteriormente como se puede observar en el gráfico 34-3. Son pequeñas las diferencias presentadas en índices “verdes” que utilizan las bandas infrarrojas b8 y b9 para su cálculo (GCI, GNDVI) pese a la variabilidad en esta zona.

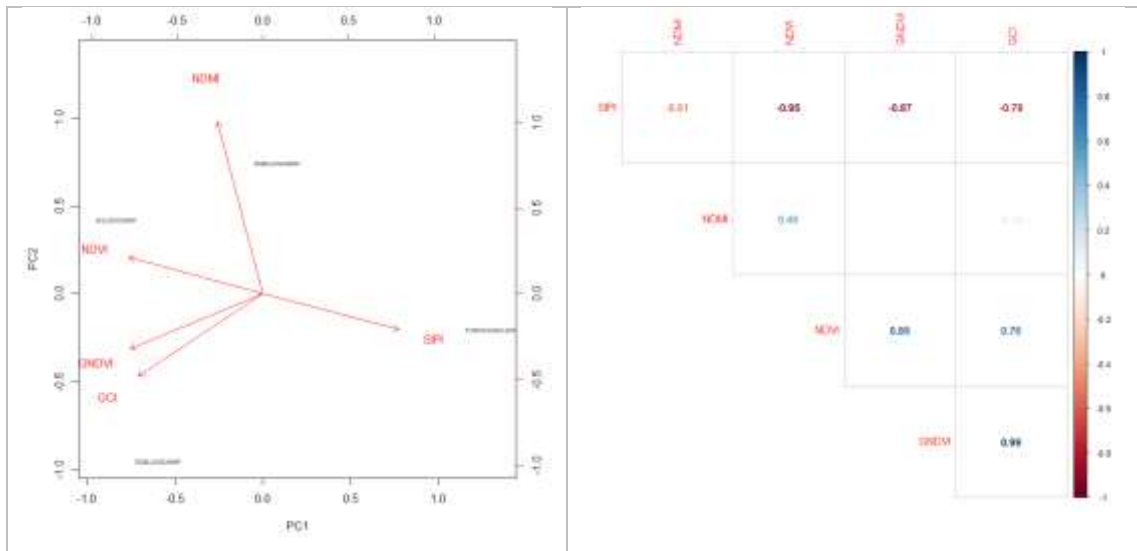


Gráfico 34-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (tercera firma espectral en hojas)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

3.8.2. *Índices espectrales de firmas espectrales en flores*

Se presenta una mayor variabilidad en la reflectancia de espectros constituyentes de las cuatro firmas espectrales en flores en comparación a las tres obtenidas en hojas. Por ejemplo, como se observa en el Gráfico 35-3A, se presenta una gran variabilidad en las bandas b2, b3 y b4 pertenecientes al espectro electromagnético visible, además de dos espectros componentes LQ102 y LQ103 que poseen un desfase, en amplitud mas no una diferencia de forma, respecto a los demás espectros constituyentes; esta variación podría ser debido a una menor presencia de nitrógeno como lo sugiere (Inoue et al., 2012, pp. 210-221) o a diferencias en sus etapas fenológicas (Sabrina Carvalho et al., 2013, pp. 32-41). Cabe recalcar que sus espectros constituyentes pertenecen únicamente al sector de INIAP-QUITO, una zona fenológica de inicio de floración.

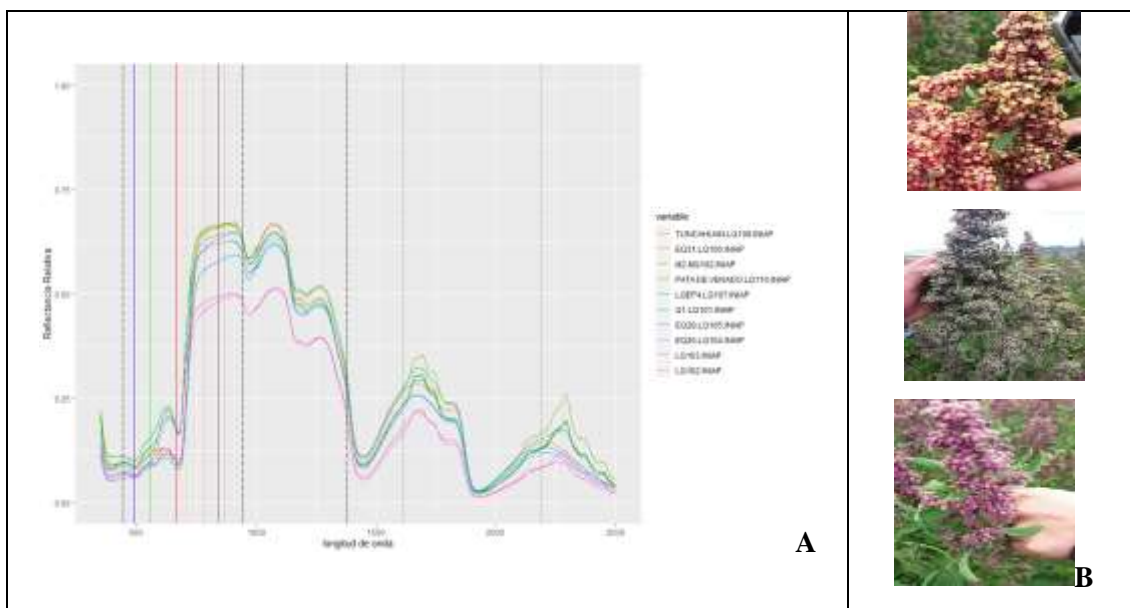


Gráfico 35-3: Espectros constituyentes primera firma espectral en flores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los estadísticos de los índices mostrados en la tabla 12-3 presentan valores para cultivos sanos y con adecuada hidratación (NDVI, GNDVI, SIPI). Se presenta una alta variabilidad en el índice NDVI debido a la variabilidad existente en la banda roja y amarilla (no mostrada), reflejándose en las diferentes coloraciones presentadas en las flores (Gráfico 35-3b).

Tabla 16-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 1 en flores

Estadístico	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
Máximo	0.7435288	0.7678093	0.4930276	6.419839	1.334926
Mínimo	0.4811373	0.6163067	0.4019039	3.019347	1.039489
Promedio	0.63633629	0.68746077	0.44874432	4.46283444	1.13950133
Desviación típica	0.09937107	0.04849514	0.03285407	1.08813108	0.10137454
C.V	0.15616125	0.07054241	0.07321335	0.24382062	0.08896395

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Acorde al Gráfico 36-3, las componentes PC1 y PC2 describen el 84,96% de la variabilidad de los datos. Al igual que en los casos anteriores, se presenta una alta correlación positiva entre GNDVI y GCI, y negativa entre NDVI y SIPI, sin ninguna correlación de NDMI con los demás índices calculados.

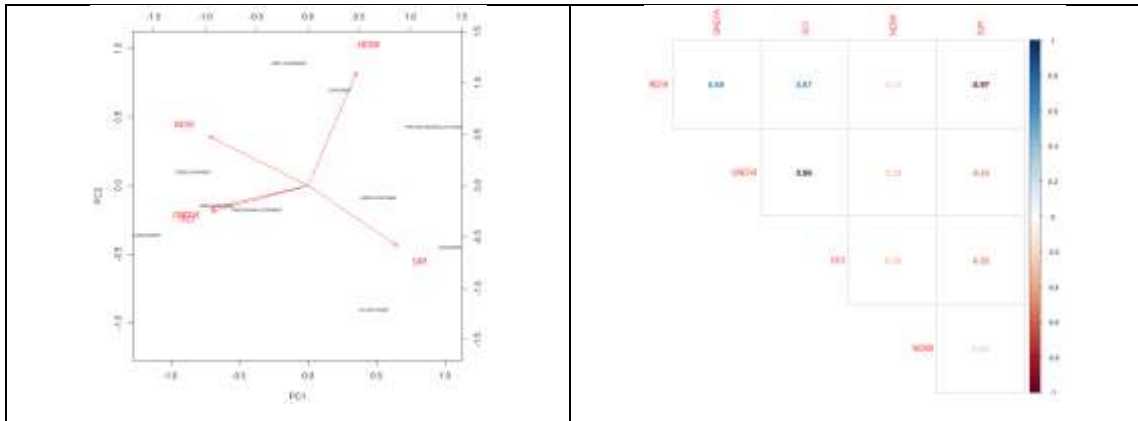


Gráfico 36-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (primera firma espectral en flores)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los espectros pertenecientes a la firma espectral número tres en flores son mostrados en el Gráfico 37-3A. Se aprecia una mayor variabilidad en la zona de radiación visible, especialmente en las bandas azul y verde, con una variabilidad moderada en la banda b8 del espectro infrarrojo. Apenas dos cultivos pertenecientes a INIAP-QUITO conforman la firma siendo los restantes provenientes del sector COLTA 1, con tonalidades que van desde el morado, verde, blancas y colores intermedios (Gráfico 37-3B). Acorde a fotos, no se encontraron flores con tonalidades amarillas como las encontradas en INIAP-QUITO.

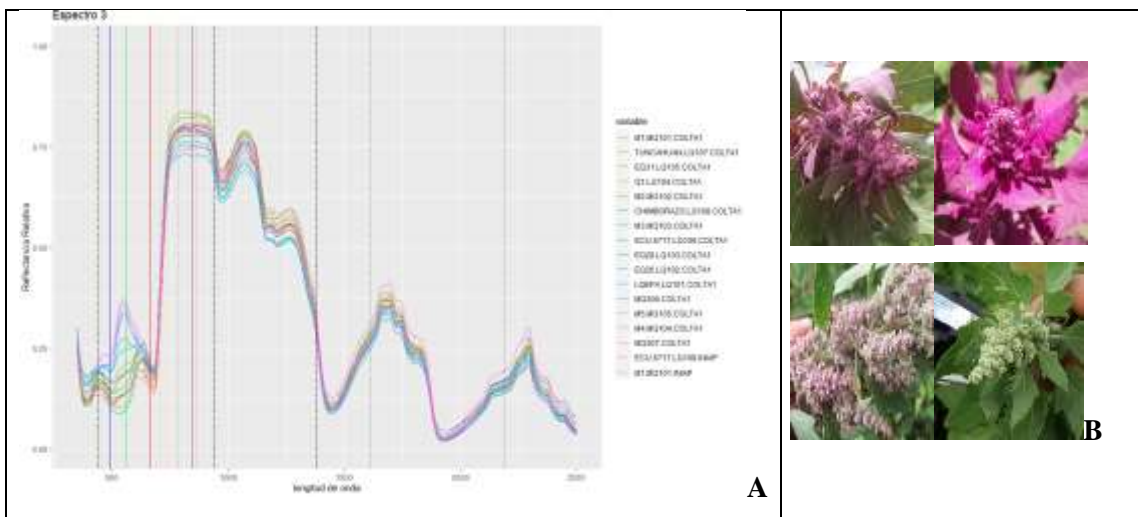


Gráfico 37-3: Espectros constituyentes segunda firma espectral en flores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Acorde a los estadísticos de los índices de la tabla 13-3, las flores no presentan signos de deshidratación (NDMI) con un estado saludable en general (NDMI, SIPI). Se puede observar una

gran variabilidad en GNDVI y GCI debido principalmente a la presencia de pigmentaciones moradas en las flores de los cultivos que dispersan los datos de la banda verde.

Tabla 17-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 2 en flores

Estadístico	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
Máximo	0.67094	0.78314	0.5269	6.693311	1.15445
Mínimo	0.56559	0.3654	0.43733	0.995373	0.97051
Promedio	0.60776	0.57692	0.48656	3.020326	1.04725
Desviación típica	0.0318	0.14093	0.0194	1.766384	0.05867
C.V	0.05233	0.24428	0.03987	0.584832	0.05603

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Para el análisis de componentes principales del gráfico 38-3, PC1 y PC2 describen la variabilidad del 89.99% de los datos. Como era de esperarse, una alta correlación entre GNDVI y GCI fue encontrada, pero sumándose una alta correlación con SIPI, lo que indicaría una correlación positiva entre las bandas azul y verde, y negativa entre bandas verde y roja para la mayoría de los casos, siendo también reflejada en la escasa correlación con NDVI. A pesar de existir una marcada correlación negativa entre NDVI y NDMI, no se podría estipular una relación directa entre contenido de agua y clorofila como lo muestra el estudio realizado por (Sims y Gamon, 2003, pp. 526-537). Se requerirían de más estudios para avalar esta hipótesis.

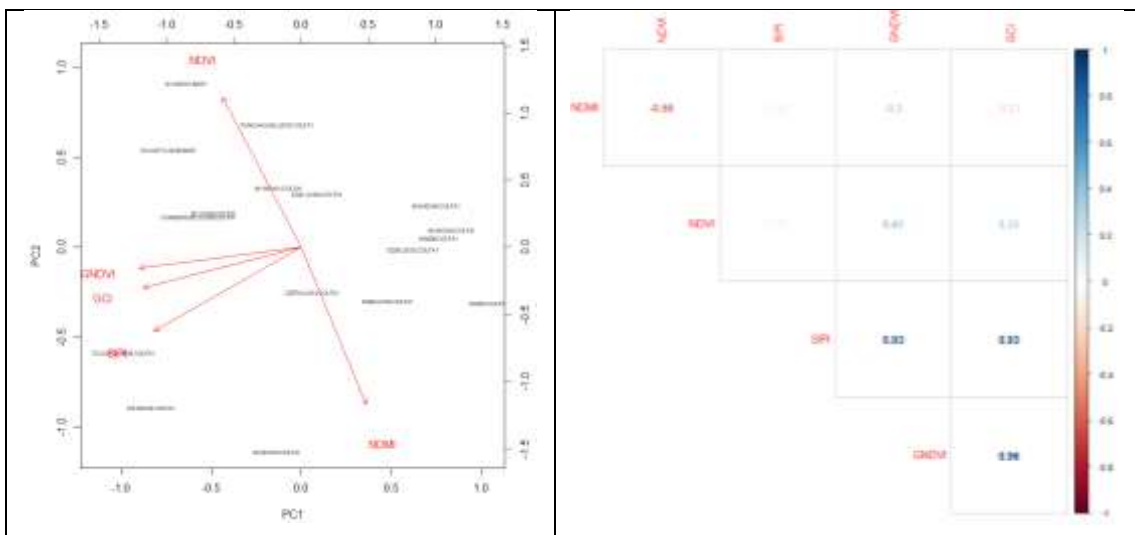


Gráfico 38-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (segunda firma espectral en flores)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Los espectros que conforman la firma espectral en hojas número tres son visualizados en el gráfico 39-3A. Proviene en su totalidad del sector con etapa fenológica madura de COLTA 2, observándose una gran variabilidad en la zona de infrarrojo intermedio (1300–2500 nm) y una menor dispersión en la zona visible en relación a los anteriores análisis en hojas y flores.

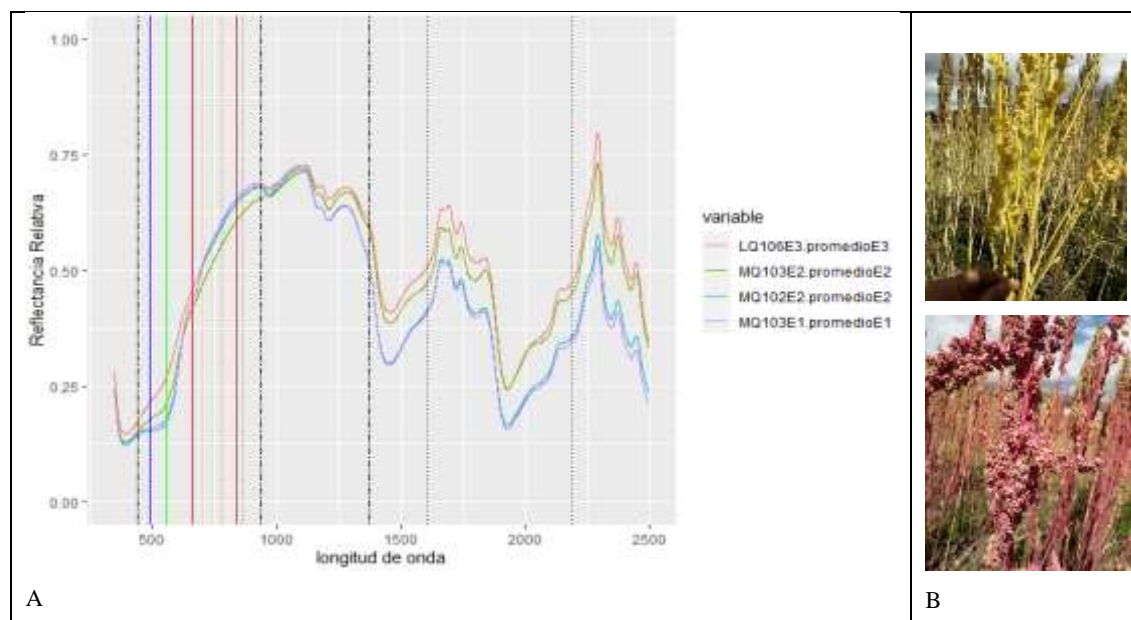


Gráfico 39-3: Espectros constituyentes tercera firma espectral en flores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Acorde a los estadísticos de la tabla 14-3 en esta etapa, las flores presentan valores promedios en los índices que indicarían poca salud (NDVI, SIPI) y marcada deshidratación (NDMI) propio de la etapa adulta en la que se encuentra. GNDVI y GCI indicarían una menor presencia de clorofila. Pocas fotos fueron adquiridas en el proceso de muestreo en este sector y no se llevó un registro de emparejado con los espectros, sin embargo, acorde a la reflectancia presentada en las bandas verde y rojas, se tratarían de flores con coloraciones verde como la presentada en el Gráfico 39-3B de la parte inferior.

Tabla 18-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 3 en flores

Estadístico	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
Máximo	0.196586	0.5765662	0.227891	2.918712	2.390887
Mínimo	0.1675292	0.4105546	0.1174183	1.543492	2.287715
Promedio	0.18443963	0.50792855	0.17093248	2.3312795	2.33227675
Desviación típica	0.01242919	0.07763725	0.05940762	0.63714317	0.04463229
C.V	0.06738893	0.15285074	0.34755022	0.27330192	0.01913679

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

En el análisis de componentes principales del gráfico 40-3, PC1 y PC2 describen el 99.65% de los datos. Se presentan destacables correlaciones entre NDVI, GNDVI, GCI Y NDVI sin embargo debido a los pocos espectros que conforman la firma, no se podría tener conclusiones certeras entre las correlaciones de contenido de agua, clorofila o salud de la planta.

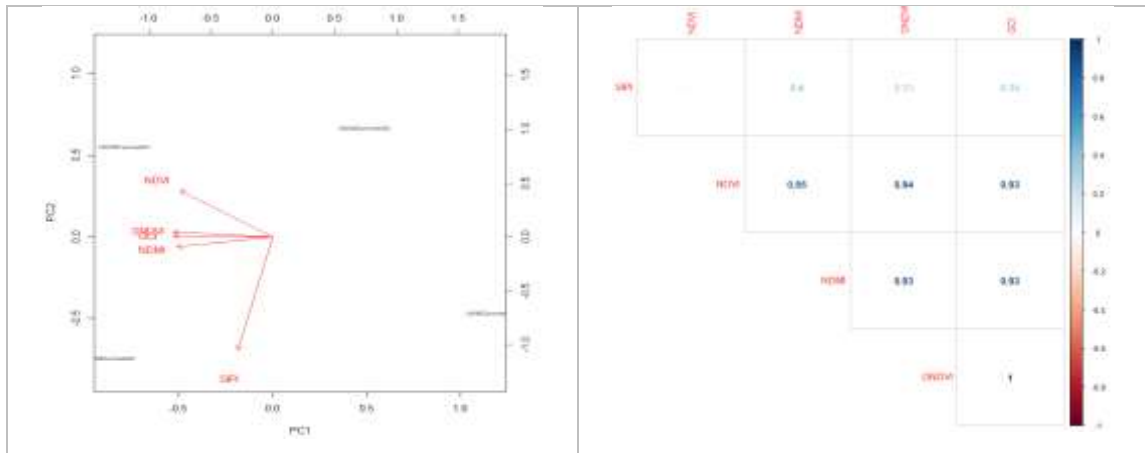


Gráfico 40-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (tercera firma espectral en flores)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Finalmente, para la firma espectral número cuatro en flores (Gráfico 41-3), al igual que en la firma número tres, se presentan considerables dispersiones en la zona de infrarrojo intermedio y leves en la zona visible. Las flores pertenecen a la zona de COLTA 2, a excepción de una perteneciente a COLTA 1 con variaciones en su zona visible. Acorde a las respuestas de reflectancia de las bandas rojo y verde, se tratarían de flores con tonalidades rojas como la indicada en el gráfico 37-3B parte superior.

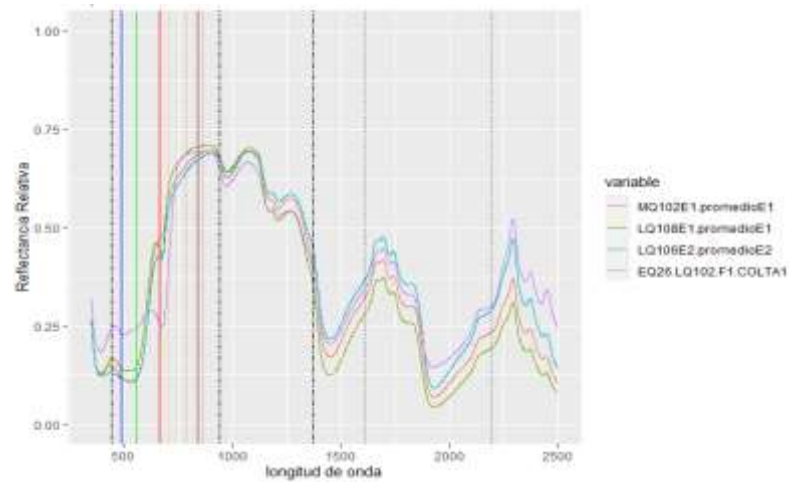


Gráfico 41-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (cuarta firma espectral en flores)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Al igual que la firma espectral tres en flores, los índices NDVI y SIPI indican poca salud en las flores y deshidratación reflejada en NDMI. Debido a los pocos espectros que conforman la firma, no se podría tener conclusiones certeras entre las correlaciones de contenido de agua, clorofila o salud de la planta.

Tabla 19-3: Estadísticos resumen de índices en firma espectral 4 en flores

Estadístico	NDVI	GNDVI	NDMI	GCI	SIPI
Máximo	0.4532253	0.7106846	0.4314461	4.896828	2.656686
Mínimo	0.1840648	0.4752697	0.2943725	1.671824	1.064082
Promedio	0.27238268	0.6347011	0.35519453	3.71783325	2.0357295
Desviación típica	0.12218099	0.10894268	0.05763862	1.46763165	0.68142532
C.V	0.44856375	0.17164406	0.16227339	0.39475457	0.33473274

Fuente: Colcha Alex, 2021.

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Las componentes PC1 y PC2 describen el 99,65% de la variabilidad en los datos. Se mantiene la correlación positiva entre GNDVI y GCI adicional a SIPI en vista a la poca variabilidad de la banda verde.

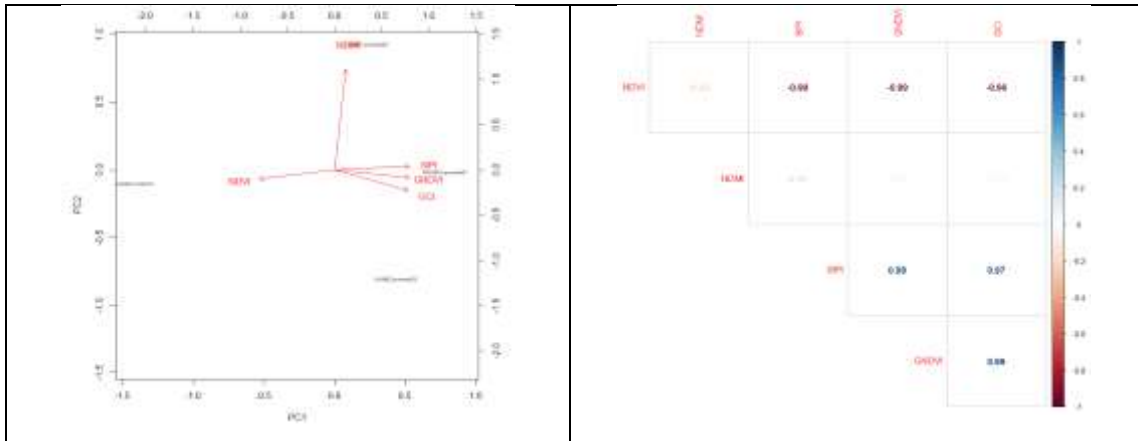


Gráfico 42-3: Análisis de componentes principales de índices espectrales (cuarta firma espectral en flores)

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Como resultado del análisis de agrupamiento jerárquico, tres y cuatro huellas espectrales en hojas y flores fueron obtenidas respectivamente como se observa en el gráfico 43-3. Estas firmas resumen de una manera general el comportamiento de las reflectancias en diferentes etapas fenológicas de plantas de quinua mediante conglomerados de espectros con características similares. Una mayor cantidad de firmas más específicas podrían ser obtenidas de así requerirlo.

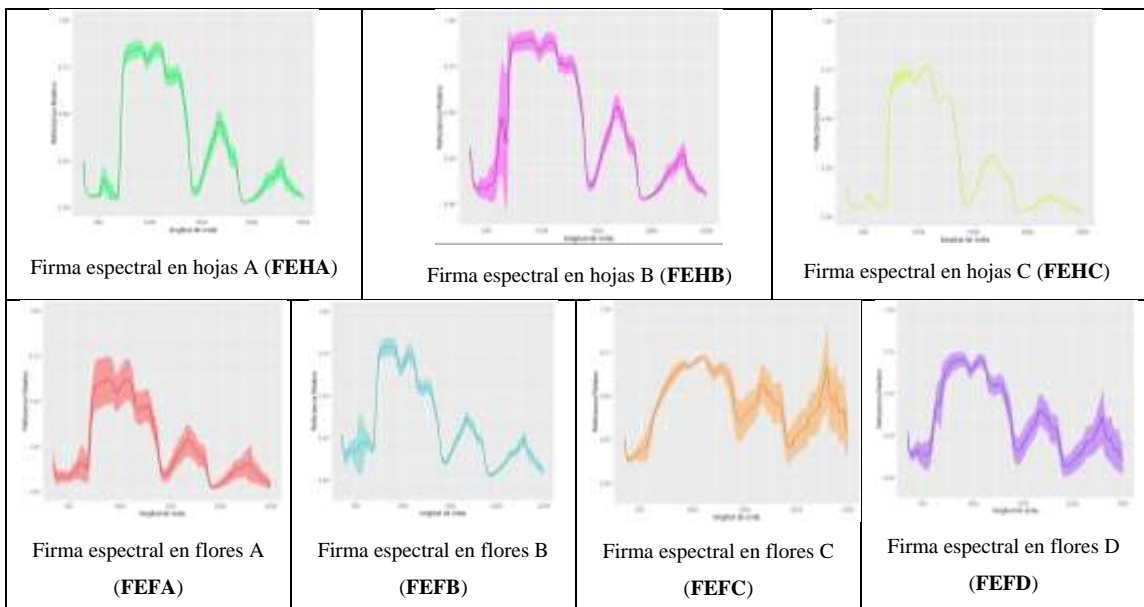


Gráfico 43-3: Firmas espectrales resultantes en hojas y flores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Como se mencionó en (Hinojosa et al., 2021, pp. 4-5), las líneas en estudio son plantaciones de quinua comerciales liberadas por INIAP del tipo TUNCAHUAN, PATA DE VENADO (PDV) y sus combinaciones, además de combinaciones entre TUNCAHUAN y la especie de quinua de origen boliviano tipo JACHA. La tabla 16-3 muestra los colores mostrados por las plantas de quinua en diferentes etapas fenológicas para las variedades PDV, TUNCAHUAN y JACHA, tonalidades que han sido observados en hojas y flores en los cultivos muestreados en este estudio. Para los masales, al tratarse de cultivos experimentales, no se encontraron fichas descriptivas de acceso público que describan sus tonalidades, sin embargo, acorde a el libro de campo de control a cargo del personal de INIAP, los masales muestreados presentan tonalidades similares a las expuestas en la tabla 16-3, e igualmente coinciden con las observaciones y fotos realizadas durante el muestreo.

Tabla 20-3: Colores característicos en variedades de quinua en estudio.

Variedad	Hojas planta joven	Panoja en inicio de floración	Panoja en etapa madura
PATA DE VENADO	verde	rosado a púrpura	rosado
TUNCAHUAN	purpura, verde	rosado a púrpura	amarillo anaranjado, rosado amarillo
JACHA	verde	verde oscuro	verde amarillento

Fuente: (Ficha técnica N-6 variedad “Quinua Jacha grano”; 2003); (Catalogo de variedades mejoradas en granos andinos: chocho, quinua y amaranto, para la sierra de Ecuador; 2013).

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Con el fin de observar las diferencias entre FEHA, FEHB Y FEHC, el grafico 44-3 muestra las curvas promedio de las firmas espectrales en mención, habiendo subdividido a FEHA en dos subgrupos, espectros en grupo 1 (EG1) y espectros en grupo 2 (EG2), obtenidos del análisis de agrupamiento jerárquico y mostrados en el gráfico 20-3.

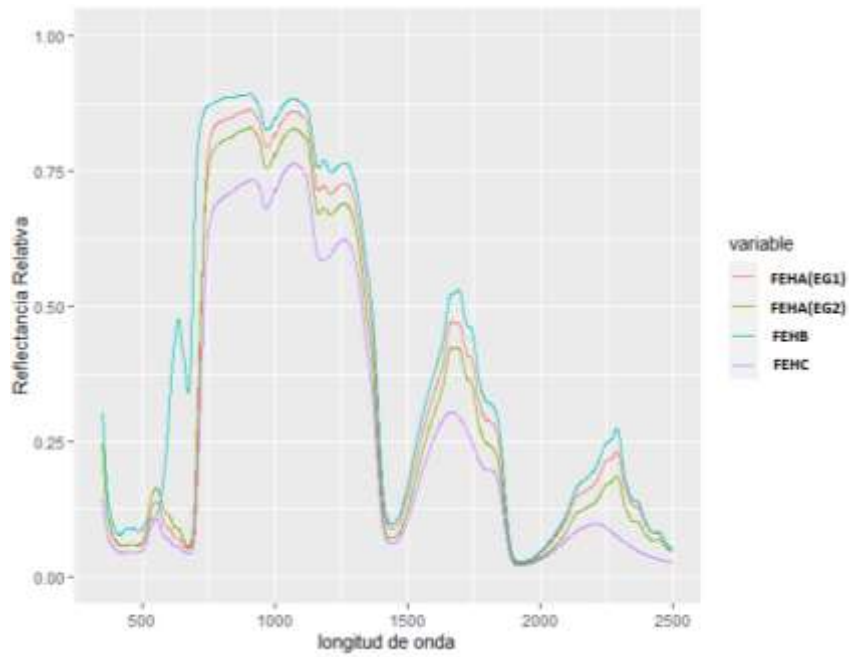


Gráfico 44-3: Promedio de firmas espectrales resultantes en hojas

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

Con el fin de observar las diferencias entre FEFA, FEFB, FEFC Y FEHD, el grafico 45-3 muestra las curvas promedio de las firmas espectrales en flores.

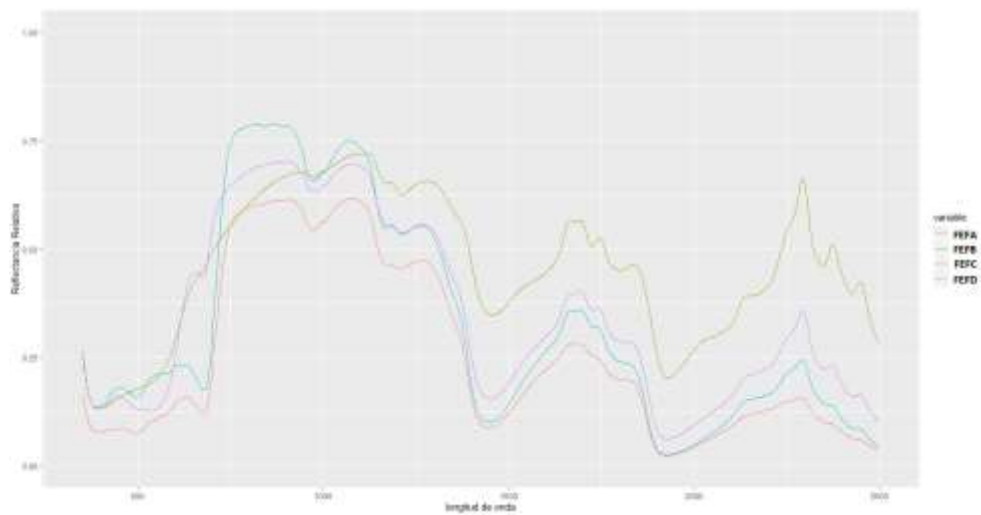


Gráfico 45-3: Promedio de firmas espectrales resultantes en flores

Realizado por: Colcha Alex, 2021.

3.9. Discusión de resultados

3.9.1. Discusión en firmas espectrales de hojas

FEHA representaría reflectancia en hojas de plantas de quinua para etapas fenológicas de inicio de floración (COLTA 1) y etapa de grano lechoso (INIAP-QUITO), acorde a las fechas de siembra, fechas de muestreo y fotos adquiridas. Predomina la dispersión en la reflectancia en la zona del espectro visible, especialmente en la banda verde la cual es visiblemente afectada por la cantidad de clorofila presente en las hojas (Zarco-Tejada et al., 2005, p. 271-287) y a otros tipos de pigmentos como los carotenoides y antocianinas (Thenkabail et al., 2013, pp. 3-29), lo que coincidiría con las diferentes tonalidades de hojas observadas para esta firma espectral (verde, púrpura y amarillo). Las diferencias presentadas entre reflectancia de los sectores COLTA 1 e INIAP-QUITO, que conforman FEAH, se deben principalmente a la diferente ubicación de los cultivos, diferentes periodos de crecimiento e incluso al contenido de nitrógeno de las plantas (He et al., 2016, p. 170-185), (Inoue et al., 2012, p. 210-221), (Tan et al., 2018, p. 68-79). No se observaron enfermedades como mildiu u ojo de gallo en las hojas muestreadas que hayan sido consideradas en los espectros recolectados; y presentándose una adecuada hidratación acorde a los índices espectrales. Solo el espectro de una hoja tuvo un comportamiento anormal en las bandas verde, roja y cercano infrarrojo lo cual pudo ser debido al nivel de estrés en la planta (Behmann, Steinrücken y Plümer, 2014, p. 98-111).

FEHB es conformado netamente por espectros procedente del sector COLTA 2, con hojas con gran variedad de tonalidades como verde, amarillo, rosado y púrpura (Gráfico 31-3B) propio del estado fenológico maduro en variedades de quinua (Luz Gómez y Enrique Aguilar, 2016, pp. 8-9), ampliamente reflejado en la banda roja y cercano infrarrojo, y en menor medida en la banda verde. No se observan diferencias marcadas en las zonas infrarrojas (>850nm) y los índices espectrales indican deshidratación y poca salud, sin embargo, estos valores son de esperarse en la última etapa de vida de las plantas.

FEHC mantiene una baja dispersión entre sus espectros constituyentes, procedentes netamente del sector INIAP-QUITO. En comparación a **FEHA** no se encontraron diferencias significativas en la zona comprendida entre los 350 y 750nm a diferencia de reflectancia para valores mayores a los 750nm, donde las diferencias son más que significativas no solo en magnitud sino en forma también. Acorde a la bibliografía consultada hasta la fecha, no se ha encontrado estudios significativos que se ajusten a este comportamiento, sin embargo, en función de la secuencia en la que se realizó el muestreo y a las características constructivas del espectralradiómetro utilizado, se sospecharía que podría deberse a problemas de configuración o fallas de funcionamiento del

mismo al momento de realizar el muestreo sobre estos cultivos. Se requeriría de más estudios para establecer la procedencia real de estas diferencias, pero por el momento para este estudio y al no encontrarse suficientes evidencias, FEHC será mantenido como una firma válida ya que podría representar una población diferente a la representada por FEHA.

Es necesario notar como para bandas menores a 750nm, existe una gran diferenciación entre la forma de la FEHB y las demás firmas, debido a la diversidad en pigmentación en la etapa madura de las plantas; ya que se obtuvieron pocas muestras espectrales para la conformación de la FEHB y a la gran variabilidad espectral observada incluso en hojas de una misma planta, no fue posible establecer una diferenciación entre especies en la etapa fenológica madura.

Una diferenciación entre especies podría ser establecida para FEHA y FEHB en función del color entre hojas de las diferentes especies esto es, hojas totalmente verdes y hojas con pigmentaciones purpura. Acorde a la tabla 16-3, coloraciones purpuras pueden ser encontradas en el tipo de quinua TUNKAHUAN por lo cual, plantas que hayan sido mezcladas con esta especie podrían también presentar coloraciones purpura y servir como un indicativo de su pedigrí. Cabe mencionar que las tonalidades purpuras no son exclusivas de la especie TUNKAHUAN, encontrándose incluso esta coloración en los cultivos correspondientes a masales donde el tipo de especie no está claramente definido. Para establecer una sólida diferenciación entre especies en función de bandas del espectro visible, estudios de pigmentación en hojas de diferentes especies de quinua deberían ser llevadas a cabo.

En cuanto a la porción del espectro para bandas mayores a los 750 nm, se observan diferencias en las amplitudes de la reflectancia entre las firmas espectrales mas no en su forma, a excepción de FEHC. La diferencia indicada puede deberse al estado de hidratación de las plantas como lo sugiere (Zhang et al., 2012, pp. 93-105) o a factores que afectan la reflectancia en estas bandas como la lignina, celulosa, proteínas y/o contenido de nitrógeno (Thenkabil et al., 2013, pp. 3-29).

3.9.2. Discusión en firmas espectrales de flores

FEFA es conformado netamente por espectros procedente del sector INIAP-QUITO, por lo que estaremos hablando de flores en un estado fenológico de grano lechoso aproximadamente. En la región de espectro visible se observan diferencias notables en las bandas roja, amarilla y verde, debida a las diferentes coloraciones en las flores (E. Ramsey y A. Rangoonwala, 2014, pp. 37-41), (Gina H. Mohammed et al., 2000, p 17); destacan dos coloraciones: purpura-verde y amarillas-rosado (gráfico 35-3B), siendo diferenciables en la forma de los espectros que conforman FEFA como grupo 1 y grupo 2 respectivamente, en el análisis de agrupamiento jerárquico de la zona de INIAP-QUITO (gráfico 26-3). Para bandas superiores a los 750 nm, se observan marcadas diferencias para los

cultivos lq102 y lq103, y en general para todas las reflectancia en INIAP-QUITO. No se encontró una correlación directa para este comportamiento en función de la diferencia en el tiempo de muestreo entre las dos salidas al campo realizadas en esta zona (14 días) razón por la cual, se le atribuiría esta alta dispersión de las reflectancia a factores como hidratación de la planta, contenido de nitrógeno, celulosa, proteínas, diferentes tiempos de maduración entre especies e incluso a diferencias en los tiempos de sembríos de los cultivos que conforman el sector que no han sido reportados correctamente. Se podría sugerir que las reflectancias en flores en la etapa fenológica de grano lechoso son muy susceptibles a marcadas variaciones para bandas superiores a 750nm para las especies en estudio, sin embargo, más estudios son requeridos para obtener una inferencia concluyente.

FEFB está conformado en su totalidad por flores del sector de COLTA 1 más dos espectros de INIAP-QUITO (M1 MQ101, ECU6717 LQ108), considerándose una firma espectral en flores en una etapa fenológica floración. Se observan tonalidades que van desde el verde, púrpura y colores intermedios (gráfico 37-3B), reflejados en la alta variabilidad encontrada en la zona espectral visible, especialmente en las bandas azul y verde, y observado en el análisis de agrupamiento jerárquico en el sector de COLTA 1, donde se forman dos grupos bien definidos denominados grupo 1 y grupo 2 correspondientes a flores con colores predominantemente púrpura o verde respectivamente (gráfico 23-3). Se observa una mayor homogeneidad en las reflectancias para bandas superiores a 750nm en comparación a FEFA, indicando una menor susceptibilidad a variaciones en esta zona para esta etapa fenológica debido a factores como humedad, cantidad de nitrógeno, proteínas, celulosa, etc. Los índices espectrales mostraron una adecuada salud e hidratación en plantas constituyentes de esta firma espectral.

FEFC describe las reflectancias en flores en etapa fenológica madura, compuesto en su totalidad por espectros de cultivos del sector de COLTA 2; presentan una alta sensibilidad al contenido de agua en las regiones comprendidas entre los 1300 a 2500 nm por tanto una alta dispersión en las reflectancias, mostrando el estrés hídrico presente en esta etapa fenológica (Zhenxing Cao et al., 2015, p.p 96-107), mostrado como un estado de deshidratación en los índices espectrales calculados. En la región de espectro visible, se percibe una menor dispersión en comparación de FEFA y FEFB, teniendo una predominancia en

FEFD compuesto en su totalidad por espectros de cultivos del sector de COLTA 2, representa las reflectancias en flores en etapa fenológica madura. Al igual que FEFC presenta niveles en los índices espectrales que indican deshidratación y un mayor porcentaje de clorofila en comparación con FEFC por lo cual se sospecharía que FEFD representa flores con tonalidades rojas y FEFC tonalidades verdes (gráfico 39-3B). FEFD muestra una alta dispersión en los espectros en las

bandas comprendidas entre los 1300 a 2500 nm y mucho más homogéneo en la zona del espectro visible.

En general se observan marcadas diferencias entre todas las firmas espectrales, sobresaliendo la diferencia en amplitud de la reflectancia en FEFC en comparación de las otras, para bandas mayores a los 1200nm. Es de resaltar la gran variabilidad espectral encontrada en las etapas fenológicas que abarco este estudio (floración, grano lechoso y madura), por la gran diversidad de coloración entre flores de diferentes especies, cambiantes en un lapso de tiempo relativamente corto y diferente en función del tiempo de maduración de cada especie. Podríamos sugerir que la firma más útil para tareas de teledetección seria la FAFB por presenta la mayor homogénea de reflectancia.

CONCLUSIONES

Se recolecto las firmas espectrales de 116 plantas de quinua (aproximadamente), en el cantón Colta e INIAP, en donde se pudo observar que existe una gran variación en los espectros de reflectancia debido a la dependencia de factores biológicos y fisiológicos de las plantas, las observaciones de los espectros permiten concluir que las diferencias entre las firmas espectrales se dan tanto en su magnitud como en su forma.

Se analizó la diferencia espectral en cada uno de los sectores de muestreo a través del análisis de agrupamientos jerárquicos, en donde se agruparon conglomerados de espectros similares de los espectros de hojas y flores, permitiendo la obtención de tres espectros de reflectancia que caracterizan a las hojas y cuatro a las flores, por lo que se puede concluir que la forma y la magnitud de los espectros está estrechamente relacionada con la pigmentación de las hojas y de las flores, volviéndose un factor clave para la discriminación de espectros.

Se calculó los índices de vegetación a través de las distintas bandas de Sentinel 2, obteniendo resultados que demuestran que la banda en la que existe mayor variabilidad es en la banda 3 (banda verde) en el sector Colta1 e INIAP, mientras que para el sector de Colta2 existe mayor variabilidad en la banda roja y amarilla, por lo que se puede concluir que esto se debe a la pigmentación de las hojas y de las plantas, misma que está en función de una mayor presencia o ausencia de clorofila y es por eso que en el estado maduro de las plantas se observa tonalidades amarillentas en las hojas.

Se analizó los índices de vegetación calculados y se consideró los valores de referencia encontrados en la literatura científica de cada uno de ellos, por lo tanto, se concluye que los valores obtenidos en las plantas en etapa de inicio de floración indican que se encuentran dentro del rango aceptable de contenido de agua y clorofila, mientras que para las plantas en etapa de madurez demuestran una marcada deshidratación y disminución en la cantidad de clorofila, pero que es normal en la etapa de madurez fisiológica.

RECOMENDACIONES

Si se desea una clasificación de firmas espectrales por especie o por etapa fenológica, es necesario de una mayor cantidad de tiempo, pues el proceso de recolección es demorado, pero posee muchos beneficios a largo plazo, pudiendo llegar a conformar una biblioteca espectral de la quinua lo suficientemente completa y organizada.

Para próximos estudios se recomienda que el periodo entre cada toma de muestras no sea muy largo, pues como la planta está en constante desarrollo, las firmas espectrales se verán afectadas, generando así cambios en su magnitud.

Para la recolección de espectros en etapas de madurez fisiológica, es necesario llevar un mayor control y organización a la hora de tomar imágenes de las muestras recolectadas.

BIBLIOGRAFÍA

- ANTOGNELLI, S.**, 2018. NDVI and NDMI vegetation indices: instructions for use | Agricolus. [en línea]. [Consulta: 26 agosto 2021]. Disponible en: <https://www.agricolus.com/en/indici-vegetazione-ndvi-ndmi-istruzioni-luso/>.
- ARAI, E. et al.**, 2010. Spectral signature of leaves of Amazon rainforest tree species. *International Geoscience and Remote Sensing Symposium (IGARSS)*, no. April 2016, pp. 4788-4791. DOI 10.1109/IGARSS.2010.5653859.
- ASD INC**, 2008. ViewSpec Pro™ User Manual. *ASD Document 600555 Rev. A*,
- BALIZE, D;BERTERO, D; NIETO, C. (FAO & C.**, *State of the art report on quinoa around the world in 2013* [en línea]. S.l.: s.n. 2015. ISBN 9789251085585. Disponible en: <http://www.fao.org/3/contents/ca682370-10f8-40c2-b084-95a8f704f44d/i4042e00.htm>.
- BEHMANN, J., STEINRÜCKEN, J. y PLÜMER, L.**, 2014. Detection of early plant stress responses in hyperspectral images. *ISPRS Journal of Photogrammetry and Remote Sensing* [en línea], vol. 93, pp. 98-111. ISSN 09242716. DOI 10.1016/j.isprsjprs.2014.03.016. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1016/j.isprsjprs.2014.03.016>.
- DRISYA, J., KUMARD, S. y THENDIYATH, R.**, *Spatio-temporal variability of soil moisture and drought estimation using a distributed hydrological model: Book chapter Integrating Disaster Science and Management* [en línea]. S.l.: Elsevier Inc. 2018. ISBN 9780128120569. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-812056-9/00027-0>.
- ELHAG, M. y BAHRAWI, J.A.**, 2017. Soil salinity mapping and hydrological drought indices assessment in arid environments based on remote sensing techniques. *Geoscientific Instrumentation, Methods and Data Systems*, vol. 6, no. 1, pp. 149-158. ISSN 21930864. DOI 10.5194/gi-6-149-2017.
- FERREIRA, M.P. et al.**, 2013. Analyzing the spectral variability of tropical tree species using hyperspectral feature selection and leaf optical modeling. *Journal of Applied Remote Sensing*, vol. 7, no. 1, pp. 073502. ISSN 1931-3195. DOI 10.1117/1.jrs.7.073502.
- GESSESSE, A.A. y MELESSE, A.M.**, *Temporal relationships between time series CHIRPS-rainfall estimation and eMODIS-NDVI satellite images in Amhara Region, Ethiopia* [en línea]. S.l.: Elsevier Inc. 2019. ISBN 9780128159989. Disponible en:

<http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-815998-9.00008-7>.

HE, L. et al., 2016. Estimating canopy leaf nitrogen concentration in winter wheat based on multi-angular hyperspectral remote sensing. *European Journal of Agronomy*, vol. 73, pp. 170-185. ISSN 11610301. DOI 10.1016/j.eja.2015.11.017.

HINOJOSA, L. et al., 2021. Quinoa in Ecuador: Recent advances under global expansion. *Plants*, vol. 10, no. 2, pp. 1-24. ISSN 22237747. DOI 10.3390/plants10020298.

INC ASD, 2008. RS3 User Manual. . S.l.:

INOUE, Y. et al., 2008. Normalized difference spectral indices for estimating photosynthetic efficiency and capacity at a canopy scale derived from hyperspectral and CO₂ flux measurements in rice. , vol. 112, pp. 156-172. DOI 10.1016/j.rse.2007.04.011.

INOUE, Y. et al., 2012. Diagnostic mapping of canopy nitrogen content in rice based on hyperspectral measurements. *Remote Sensing of Environment* [en línea], vol. 126, pp. 210-221. ISSN 00344257. DOI 10.1016/j.rse.2012.08.026. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1016/j.rse.2012.08.026>.

JIMÉNEZ, M. y DÍAZ-DELGADO, R., 2015. Towards a standard plant species spectral library protocol for vegetation mapping: A case study in the shrubland of Doñana National Park. *ISPRS International Journal of Geo-Information*, vol. 4, no. 4, pp. 2472-2495. ISSN 22209964. DOI 10.3390/ijgi4042472.

LEIVA, C. et al., 2018. Manul técnico productivo y económico bajo condición actual y clima proyectado al 2030. ,

LEÓN HANCCO, J.M., 2003. Cultivo de la Quinoa en Puno-Perú Descripción , Manejo y Producción. *Ciencias Agrarias Una Puno*, pp. 67.

MALAKHOV, D. V y TSYCHUYEVA, N.Y., 2020. Calculation of the biophysical parameters of vegetation in an arid area of south-eastern Kazakhstan using the normalized difference moisture index (NDMI). *Central Asian Journal of Environmental Science and Technology Innovation*, vol. 1, no. 4, pp. 189-198. ISSN 2717-4034.

MAZÓN, N., RODRÍGUEZ, D. y VEGA, L., 2005. MEJORAMIENTO GENÉTICO DE

QUINUA (*Chenopodium quinoa* Willd.) EN ECUADOR. , pp. 18.

MILTON, E.J., 2003. FIELD SPECTROSCOPY. , vol. I, pp. 9.

MIRA SARRIÓ, M. et al., 2015. Espectroradiometría de campo del visible al infrarrojo térmico de muestras con características espectrales singulares. *XVI Congreso de la AET. Teledetección. Humedales y espacios protegidos* [en línea], no. 16è, pp. 216-219. Disponible en: <https://ddd.uab.cat/record/142821>.

PEDDLE, D.R. y SMITH, A.M., 2005. Spectral mixture analysis of agricultural crops: Endmember validation and biophysical estimation in potato plots. *International Journal of Remote Sensing*, vol. 26, no. 22, pp. 4959-4979. ISSN 13665901. DOI 10.1080/01431160500213979.

PEÑUELAS, J., BARET, F. y FILELLA, I., 1995. *Semi-empirical indices to assess carotenoids/chlorophyll a ratio from leaf spectral reflectance*. 1995. S.l.: s.n.

PRICE, J.C., 1994. How unique are spectral signatures? *Remote Sensing of Environment*, vol. 49, no. 3, pp. 181-186. ISSN 00344257. DOI 10.1016/0034-4257(94)90013-2.

SCANDALIARIS, P. y FANDOS, C., 2019. Aplicación de índices de vegetación a un lote comercial de maíz. ,

SILVA JUNIOR, C.A. da et al., 2020. Simulating multispectral MSI bandsets (Sentinel-2) from hyperspectral observations via spectroradiometer for identifying soybean cultivars. *Remote Sensing Applications: Society and Environment*, vol. 19, no. May, pp. 1-14. ISSN 23529385. DOI 10.1016/j.rsase.2020.100328.

SIMS, D.A. y GAMON, J.A., 2003. Estimation of vegetation water content and photosynthetic tissue area from spectral reflectance: A comparison of indices based on liquid water and chlorophyll absorption features. *Remote Sensing of Environment*, vol. 84, no. 4, pp. 526-537. ISSN 00344257. DOI 10.1016/S0034-4257(02)00151-7.

SOFT FARM, 2015. Índices de vegetación NDVI, EVI, GNDVI, CVI, color verdadero. [en línea]. [Consulta: 26 agosto 2021]. Disponible en: <https://www.soft.farm/en/blog/vegetation-indices-ndvi-evi-gndvi-cvi-true-color-140>.

- TAN, K. et al.**, 2018. Estimating nitrogen status of rice canopy using hyperspectral reflectance combined with BPSO-SVR in cold region. *Chemometrics and Intelligent Laboratory Systems* [en línea], vol. 172, no. June 2017, pp. 68-79. ISSN 18733239. DOI 10.1016/j.chemolab.2017.11.014. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.chemolab.2017.11.014>.
- THENKABAIL, P.S. et al.**, 2013. Selection of hyperspectral narrowbands (hnbs) and composition of hyperspectral twoband vegetation indices (HVIS) for biophysical characterization and discrimination of crop types using field reflectance and hyperion/EO-1 data. *IEEE Journal of Selected Topics in Applied Earth Observations and Remote Sensing*, vol. 6, no. 2, pp. 427-439. ISSN 19391404. DOI 10.1109/JSTARS.2013.2252601.
- ULRICH, M. et al.**, 2009. Spectral characterization of periglacial surfaces and geomorphological units in the Arctic Lena Delta using field spectrometry and remote sensing. *Remote Sensing of Environment*, vol. 113, no. 6, pp. 1220-1235. ISSN 00344257. DOI 10.1016/j.rse.2009.02.009.
- VIJAYA, V., SHARMA, S. y BATRA, N.**, 2019. Comparative Study of Single Linkage, Complete Linkage, and Ward Method of Agglomerative Clustering. *Proceedings of the International Conference on Machine Learning, Big Data, Cloud and Parallel Computing: Trends, Prespectives and Prospects, COMITCon 2019*, pp. 568-573. DOI 10.1109/COMITCon.2019.8862232.
- VILCA, J. y CARRASCO, G.**, 2013. MANEJO INTEGRADO EN EL CULTIVO DE QUINUA. ,
- ZARCO-TEJADA, P.J. et al.**, 2005. Assessing vineyard condition with hyperspectral indices: Leaf and canopy reflectance simulation in a row-structured discontinuous canopy. *Remote Sensing of Environment*, vol. 99, no. 3, pp. 271-287. ISSN 00344257. DOI 10.1016/j.rse.2005.09.002.
- ZHANG, C. et al.**, 2014. Separating mangrove species and conditions using laboratory hyperspectral data: A case study of a degraded mangrove forest of the Mexican Pacific. *Remote Sensing*, vol. 6, no. 12, pp. 11673-11688. ISSN 20724292. DOI 10.3390/rs61211673.

ANEXOS

ANEXO A. CÓDIGO FUENTE DEL ANÁLISIS ESTADÍSTICO DEL SECTOR COLTA 1

```
library(readxl)
library(dplyr)
library(openxlsx)

rm(list = ls())
sector <- "COLTA 1"
Especies <-
list(LQ101="LQEP4",LQ102="EQ26",LQ103="EQ28",LQ104="Q1",LQ105="EQ31",LQ106=
"ECU-6717",LQ107="TUNCAHUAN",LQ108="CHIMBORAZO",NO="PATA DE
VENADO",MQ101="M1",MQ102="M2",MQ103="M3",MQ104="M4",MQ105="M5",MQ106
="M6",MQ107="CHIMBORAZO")
archivo <- "MQ104"
planta <- "p2"
direccion <- paste("COLTA 2\\Promedio Hojas\\",archivo,".xlsx",sep = "")
wavelength=c(350:2500)

datos <- read_excel(paste("COLTA 2/",archivo,".xlsx", sep=""), sheet = planta)
H1 <- select(datos,"H1-00","H1-01","H1-02","H1-03","H1-04","H1-05","H1-06","H1-07","H1-
08","H1-09")
H2 <- select(datos,"H2-00","H2-01","H2-02","H2-03","H2-04","H2-05","H2-06","H2-07","H2-
08","H2-09")
H3 <- select(datos,"H3-00","H3-01","H3-02","H3-03","H3-04","H3-05","H3-06","H3-07","H3-
08","H3-09")
H4 <- select(datos,"H4-00","H4-01","H4-02","H4-03","H4-04","H4-05","H4-06","H4-07","H4-
08","H4-09")
H5 <- select(datos,"H5-00","H5-01","H5-02","H5-03","H5-04","H5-05","H5-06","H5-07","H5-
08","H5-09")

H1media <- data.frame(rowMeans(H1))
H2media <- data.frame(rowMeans(H2))
H3media <- data.frame(rowMeans(H3))
H4media <- data.frame(rowMeans(H4))
H5media <- data.frame(rowMeans(H5))
```

```

desviacionStandartH1      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H1)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH1";
desviacionStandartH2      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H2)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH2";
desviacionStandartH3      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H3)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH3";
desviacionStandartH4      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H4)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH4";
desviacionStandartH5      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H5)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH5";
desviacionesStandartPromedio                                     <-
data.frame(data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH1))),data.frame(rowMeans(t(desviacion
StandartH2))),data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH3))),data.frame(rowMeans(t(desviac
ionStandartH4))),data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH5))))
colnames(desviacionesStandartPromedio) <-  c("promedio H1","promedio H2","promedio
H3","promedio H4","promedio H5");
MaximaDSP <-  max(desviacionesStandartPromedio)
MinimaDSP <-  min(desviacionesStandartPromedio)
PromedioDSP <-  rowMeans(desviacionesStandartPromedio)

TotalHojas <-  data.frame(H1media,H2media,H3media,H4media,H5media)

```

ANEXO B. CÓDIGO FUENTE DEL ANÁLISIS ESTADÍSTICO DEL SECTOR COLTA 2

```
library(readxl)
library(dplyr)
library(openxlsx)

rm(list = ls())
sector <- "COLTA 2"
Especies <- list(LQ106="ECU-6717",LQ108="CHIMBORAZO",MQ102="M2",MQ103="M3",MQ104="M4")

archivo <- "MQ101"
planta <- "p3"
direccion <- paste("INIAP-QUITO\\Promedio Hojas\\",archivo,".xlsx",sep = "")
wavelength=c(350:2500)

datos <- read_excel(paste("INIAP-QUITO/",archivo,".xlsx", sep=""), sheet = planta)
H1 <- select(datos,"H1-00","H1-01","H1-02","H1-03","H1-04","H1-05","H1-06","H1-07","H1-08","H1-09")
H2 <- select(datos,"H2-00","H2-01","H2-02","H2-03","H2-04","H2-05","H2-06","H2-07","H2-08","H2-09")
H3 <- select(datos,"H3-00","H3-01","H3-02","H3-03","H3-04","H3-05","H3-06","H3-07","H3-08","H3-09")
H4 <- select(datos,"H4-00","H4-01","H4-02","H4-03","H4-04","H4-05","H4-06","H4-07","H4-08","H4-09")
H5 <- select(datos,"H5-00","H5-01","H5-02","H5-03","H5-04","H5-05","H5-06","H5-07","H5-08","H5-09")

H1media <- data.frame(rowMeans(H1))
H2media <- data.frame(rowMeans(H2))
H3media <- data.frame(rowMeans(H3))
H4media <- data.frame(rowMeans(H4))
H5media <- data.frame(rowMeans(H5))

desviacionStandartH1 <- as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H1)), sd, na.rm = TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH1";
```

```

desviacionStandartH2      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H2)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH2";
desviacionStandartH3      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H3)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH3";
desviacionStandartH4      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H4)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH4";
desviacionStandartH5      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H5)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH5";
desviacionesStandartPromedio                                     <-
data.frame(data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH1))),data.frame(rowMeans(t(desviacion
StandartH2))),data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH3))),data.frame(rowMeans(t(desviac
ionStandartH4))),data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH5))))
colnames(desviacionesStandartPromedio) <-  c("promedio  H1","promedio  H2","promedio
H3","promedio H4","promedio H5");
MaximaDSP <-  max(desviacionesStandartPromedio)
MinimaDSP <-  min(desviacionesStandartPromedio)
PromedioDSP <-  rowMeans(desviacionesStandartPromedio)

TotalHojas <-  data.frame(H1media,H2media,H3media,H4media,H5media)

```

ANEXO C. CÓDIGO FUENTE DEL ANÁLISIS ESTADÍSTICO DEL SECTOR INIAP

```
library(readxl)
library(dplyr)
library(openxlsx)

rm(list = ls())
sector <- "INIAP"
Especies <- "CUCURBITACEAS"
list(LQ107="LQEP4",LQ104="EQ26",LQ105="EQ28",LQ101="Q1",LQ106="EQ31",LQ108="
"ECU-6717",LQ110="PATA DE VENADO",MQ101="M1",MQ102="M2")
archivo <- "MQ101"
planta <- "p3"
direccion <- paste("INIAP-QUITO\\Promedio Hojas\\",archivo,".xlsx",sep = "")
wavelength=c(350:2500)

datos <- read_excel(paste("INIAP-QUITO/",archivo,".xlsx", sep=""), sheet = planta)
H1 <- select(datos,"H1-00","H1-01","H1-02","H1-03","H1-04","H1-05","H1-06","H1-07","H1-
08","H1-09")
H2 <- select(datos,"H2-00","H2-01","H2-02","H2-03","H2-04","H2-05","H2-06","H2-07","H2-
08","H2-09")
H3 <- select(datos,"H3-00","H3-01","H3-02","H3-03","H3-04","H3-05","H3-06","H3-07","H3-
08","H3-09")
H4 <- select(datos,"H4-00","H4-01","H4-02","H4-03","H4-04","H4-05","H4-06","H4-07","H4-
08","H4-09")
H5 <- select(datos,"H5-00","H5-01","H5-02","H5-03","H5-04","H5-05","H5-06","H5-07","H5-
08","H5-09")

H1media <- data.frame(rowMeans(H1))
H2media <- data.frame(rowMeans(H2))
H3media <- data.frame(rowMeans(H3))
H4media <- data.frame(rowMeans(H4))
H5media <- data.frame(rowMeans(H5))

desviacionStandartH1 <- as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H1)), sd, na.rm =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH1";
```

```

desviacionStandartH2      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H2)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH2";
desviacionStandartH3      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H3)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH3";
desviacionStandartH4      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H4)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH4";
desviacionStandartH5      <-  as.data.frame(sapply(as.data.frame(t(H5)),  sd,  na.rm  =
TRUE));colnames(desviacionStandartH1) <- "desviacionStandartH5";
desviacionesStandartPromedio                                     <-
data.frame(data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH1))),data.frame(rowMeans(t(desviacion
StandartH2))),data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH3))),data.frame(rowMeans(t(desviac
ionStandartH4))),data.frame(rowMeans(t(desviacionStandartH5))))
colnames(desviacionesStandartPromedio) <-  c("promedio  H1","promedio  H2","promedio
H3","promedio H4","promedio H5");
MaximaDSP <-  max(desviacionesStandartPromedio)
MinimaDSP <-  min(desviacionesStandartPromedio)
PromedioDSP <-  rowMeans(desviacionesStandartPromedio)

TotalHojas <-  data.frame(H1media,H2media,H3media,H4media,H5media)

```



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

*DIRECCIÓN DE BIBLIOTECAS Y RECURSOS DEL APRENDIZAJE
UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL*

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 29 / 11 / 2021

INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)
Nombres – Apellidos: <i>Alex David Colcha López</i>
INFORMACIÓN INSTITUCIONAL
Facultad: <i>Ciencias</i>
Carrera: <i>Biofísica</i>
Título a optar: <i>Biofísico</i>
f. Analista de Biblioteca responsable: <i>Ing. Leonardo Medina Ñuste MSc.</i>

**LEONARDO
FABIO MEDINA
NUSTE**

Firmado digitalmente
por LEONARDO FABIO
MEDINA NUSTE
Fecha: 2021.11.29
11:46:07 -05'00'



2127-DBRA-UTP-2021