



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
PRODUÇÃO VEGETAL E BIOPROCESSOS ASSOCIADOS**

**IDENTIFICAÇÃO MOLECULAR DE BIÓTIPOS B E Q DE MOSCA-BRANCA
(*Bemisia tabaci*) EM LAVOURAS DE SOJA DAS PRINCIPAIS REGIÕES
PRODUTORAS DO BRASIL**

GUSTAV BRUNO ECKER

**Araras
2023**



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
PRODUÇÃO VEGETAL E BIOPROCESSOS ASSOCIADOS**

**IDENTIFICAÇÃO MOLECULAR DE BIÓTIPOS B E Q DE MOSCA-BRANCA
(*Bemisia tabaci*) EM LAVOURAS DE SOJA DAS PRINCIPAIS REGIÕES
PRODUTORAS DO BRASIL**

GUSTAV BRUNO ECKER

ORIENTADORA: PROF^a. DR^a. ANE HACKBART DE MEDEIROS

CO-ORIENTADORA: DR^a. SANDRA MARISA MATHIONI

Dissertação apresentada ao Programa
de Pós-Graduação em Produção
Vegetal e Bioprocessos Associados
como requisito parcial à obtenção do
título de MESTRE EM PRODUÇÃO
VEGETAL E BIOPROCESSOS
ASSOCIADOS

Araras

2023

Ecker, Gustav Bruno

Identificação molecular de biótipos b e q de mosca-branca (*Bemisia tabaci*) em lavouras de soja das principais regiões produtoras do Brasil / Gustav Bruno Ecker -- 2023.
29f.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de São Carlos, campus Araras, Araras

Orientador (a): Ane Hackbart de Medeiros

Banca Examinadora: Ane Hackbart de Medeiros,
Mariângela Cristofani-Yaly, Alexandre José Ferreira
Diniz

Bibliografia

1. Identificação molecular. 2. Mosca-branca. 3. Cultura da soja. I. Ecker, Gustav Bruno. II. Título.

Ficha catalográfica desenvolvida pela Secretaria Geral de Informática
(Sin)

DADOS FORNECIDOS PELO AUTOR

Bibliotecário responsável: Maria Helena Sachi do Amaral - CRB/8
7083



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
Centro de Ciências Agrárias
Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal e Bioprocessos Associados

Folha de Aprovação

Defesa de Dissertação de Mestrado do candidato Gustav Bruno Ecker, realizada em 24/02/2023.

Comissão Julgadora:

Profa. Dra. Ane Hackbart de Medeiros (UFSCar)

Profa. Dra. Mariângela Cristofani-Yaly (IAC)

Prof. Dr. Alexandre José Ferreira Diniz (USP)

O Relatório de Defesa assinado pelos membros da Comissão Julgadora encontra-se arquivado junto ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal e Bioprocessos Associados.

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer a Ane pela oportunidade, por sempre me apoiar, mesmo nos momentos difíceis, e por todo ensinamento passado.

A Sandra minha co-orientadora que me ajudou durante minha trajetória do mestrado e diariamente no laboratório.

A Syngenta por ter confiado no meu trabalho e liberado a utilização dos dados presentes neste trabalho.

A toda minha família por ter me aguentado todas as vezes que eu estava estressado com tudo e mesmo assim sempre me apoiaram em tudo que precisei.

Ao programa da pós-graduação pela oportunidade e por sempre me “salvar” quando precisava algo.

E a todos que de alguma forma me ajudaram a chegar até esse momento,

Muito obrigado!

SUMÁRIO

ÍNDICE DE TABELAS.....	i
ÍNDICE DE FIGURAS.....	ii
RESUMO.....	iii
ABSTRACT.....	iv
1 INTRODUÇÃO.....	1
2 OBJETIVOS.....	3
2.1. Objetivo Geral.....	3
2.2. Objetivos Específicos.....	3
3 REVISÃO DA LITERATURA.....	4
3.1 A cultura da soja (<i>Glycine max</i>) no Brasil.....	4
3.2 Pragas na agricultura.....	5
3.3 <i>Bemisia tabaci</i> (Mosca-branca).....	6
3.3.1 Ciclo de vida de <i>Bemisia tabaci</i>	8
3.4 <i>Bemisia tabaci</i> e danos para a cultura da soja.....	9
3.5 <i>Bemisia tabaci</i> e biótipos.....	11
3.6 Importância de monitoramento de biótipos de <i>B. tabaci</i> na soja.....	12
4 MATERIAL E MÉTODOS.....	13
4.1. Coleta de amostras.....	13
4.2. Preparo das amostras.....	14
4.3. Extração de DNA.....	14
4.4. PCR convencional.....	14
4.5. Eletroforese.....	16
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	17
6 CONCLUSÕES.....	20
7 LITERATURA CITADA.....	21
APÊNDICE.....	27

ÍNDICE DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Estados, número de populações coletadas e número de indivíduos analisados de <i>Bemisia tabaci</i> coletadas nas safras de soja de 2020 a 2022. Número de indivíduos analisados está entre parênteses para cada estado e safra.....	18
Tabela 2. Estados, número de indivíduos analisados e biótipos identificados de <i>Bemisia tabaci</i> coletadas nas safras de soja de 2020 a 2022.....	19
Tabela 3. Dados de cada população coletada de <i>Bemisia tabaci</i>	28

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Indivíduos de <i>Bemisia tabaci</i> . (A) Indivíduo de mosca-branca mostrando as asas brancas, característica que remete ao nome comum; (B) Vários indivíduos na parte abaxial da folha.....	7
Figura 2. Diagrama esquemático do ciclo de vida de <i>Bemisia tabaci</i>	8
Figura 3. Planta de soja com a presença de fumagina desenvolvida sobre a excreção da mosca-branca.....	9
Figura 4. Planta de soja com necrose-da-haste causado pela infecção de vírus transmitido pela mosca-branca. Fonte: Adeney de Freitas Bueno – Embrapa.....	10
Figura 5. Processo de coleta de <i>Bemisia tabaci</i> . Imagem do sugador manual (A) e sua utilização (B) na coleta de indivíduos em gaiolas de criação. Frasco de 15 mL contendo indivíduos já coletados em álcool 96% (C) e imagem com maiores detalhes dos indivíduos (D).....	14
Figura 6. Eletroforese em gel de agarose com produtos de PCR para amplificação específica de <i>B. tabaci</i> do biótipo B e Q. As amostras 1, 2 e 3 são do biótipo B com fragmento de 478 bp e as amostras 4, 5 e 6 são do biótipo Q com fragmento de 303 bp. O controle negativo (CN) é composto pelo mix da reação sem a adição do DNA.....	16

IDENTIFICAÇÃO MOLECULAR DE BIÓTIPOS B E Q DE MOSCA-BRANCA (*Bemisia tabaci*) EM LAVOURAS DE SOJA DAS PRINCIPAIS REGIÕES PRODUTORAS DO BRASIL

Autor: GUSTAV BRUNO ECKER

Orientadora: Prof^a. Dr^a. ANE HACKBART DE MEDEIROS

Co-orientadora: Dr^a. SANDRA MARISA MATHIONI

RESUMO

O Brasil é o maior produtor de soja do mundo e uma das pragas que causam prejuízos econômicos significativos é *Bemisia tabaci*, comumente conhecida como mosca-branca. Essa praga causa danos relacionados à sua alimentação no floema e a transmissão de doenças viróticas. Além disso, é classificada em biótipos, que são indivíduos morfológicamente idênticos, mas molecularmente distintos. Dessa forma, o presente trabalho teve como objetivo investigar os biótipos B e Q nas regiões produtoras de soja no Brasil usando PCR com amplificação com primers específicos para cada biótipo. Para tanto, foram coletadas 122 populações de *B. tabaci* e 2928 indivíduos foram analisados durante três safras da cultura nos anos de 2020, 2021 e 2022. As populações coletadas foram oriundas de sete estados brasileiros: Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Paraná. O biótipo B foi predominante em todas as lavouras de soja amostradas. O biótipo Q foi identificado somente nos estados do Mato Grosso do Sul (2 indivíduos), Minas Gerais (3 indivíduos), e Paraná (5 indivíduos). Esse é o primeiro relato do biótipo Q sendo identificado em lavouras de soja no estado do Mato Grosso do Sul.

Palavras-chave: *Bemisia tabaci*, biótipo, soja, *Glycine max*, inseto-praga, manejo integrado de pragas, MEAM 1, MED.

MOLECULAR IDENTIFICATION OF WHITEFLY B AND Q BIOTYPES (*Bemisia tabaci*) IN SOYBEAN CROP IN THE MAIN PRODUCER REGIONS OF BRAZIL

Author: GUSTAV BRUNO ECKER

Advisor: Prof^a. Dr^a. ANE HACKBART DE MEDEIROS

Co-advisor: Dr^a. SANDRA MARISA MATHIONI

ABSTRACT

Brazil is the major soybean producer in the world and one of the main insect pests, causing major economic losses is *Bemisia tabaci*, commonly known as whitefly. This pest causes damages which are related to its feeding on the phloem and transmission of virotic diseases. The whitefly is classified in biotypes, which are individuals morphologically identical but molecularly distinct. Thus, the objective of this work was to investigate *B. tabaci* B and Q biotypes in the main soybean growing regions in Brazil using PCR-specific primers for each biotype. To this end, 122 whiteflies populations were collected, and 2,928 individuals were analyzed during 2020, 2021 and 2022 soybean seasons. These populations were collected from seven Brazilian states: Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Paraná. The B biotype was predominant in all sampled soybean fields. The Q biotype was identified only in the Mato Grosso do Sul (2 individuals), Minas Gerais (3 individuals), and Paraná (5 individuals). To our knowledge, this is the first time the Q biotype is identified in soybean in the Mato Grosso do Sul state.

Keywords: *Bemisia tabaci*, biotype, soybean, *Glycine max*, insect pest, Integrated Pest Management, MEAM 1, MED.

1 INTRODUÇÃO

A soja (*Glycine max*) é uma das culturas que mais cresce e o Brasil é atualmente o maior produtor mundial, com uma produção de 125,5 milhões de toneladas em uma área plantada de 40,9 milhões de hectares na safra 2021/2022 (CONAB, 2022). Essa produção se justifica pela relevância socioeconômica da cultura, visto que sustenta uma cadeia produtiva de alimentos e derivados, influenciando a economia agrícola globalmente.

Atualmente, as cultivares de soja tem apresentado boas características agronômicas resultantes de anos de melhoramento genético (RITTER et al., 2022). Entretanto, o cultivo da soja no Brasil e países da América Latina, depara-se com uma série de problemas fitossanitários, incluindo a incidência de pragas e doenças. Entre as pragas, a mosca-branca (*Bemisia tabaci*) (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae), tem causado grandes prejuízos oriundos principalmente da transmissão de doenças viróticas ao sugar seiva elaborada do floema, causando assim, desuniformidade nas plantas e assim redução na produtividade. Os fatores edafoclimáticos, principalmente o aumento das temperaturas, e a migração de populações de mosca-branca de culturas vizinhas, tem proporcionado a ponte verde necessária para a dispersão desse inseto, que por sua vez, tende a ter sua população aumentada nas culturas como a soja e, conseqüentemente, aumento dos prejuízos (ARAÚJO, 2022).

Bemisia tabaci é um complexo de espécies crípticas, ou seja, são genética e ecologicamente distintas, mas morfologicamente indistinguíveis e são diferenciadas somente por meio de análises moleculares (KANAKALA; GHANIM, 2015). Um estudo recente baseado no sequenciamento do gene citocromo oxidase subunidade 1 (*mtCOI*) observou pelo menos 44 espécies neste complexo, as quais são designadas como biótipos (KANAKALA; GHANIM, 2019). No Brasil, o biótipo B é o mais predominante e que foi introduzindo por volta dos anos 1980. Já o biótipo Q foi identificado pela primeira vez no Brasil e em plantas hospedeiras diversas em 2014 (BARBOSA et al., 2015). Lavouras de soja, algodão e tomate foram amostradas e populações de mosca-branca foram investigadas entre 2016 e 2019 para a presença de biótipos B e Q, onde os resultados demonstraram predominância do biótipo B (FERNANDES et al., 2024). Devido a importância da soja e relatos de aumento nas populações de mosca-branca nesta cultura nos últimos anos, há necessidade do monitoramento dos biótipos B e Q nas populações de *B. tabaci* oriundas de lavouras

de soja nas principais regiões produtoras no Brasil. Dessa forma, o objetivo deste estudo foi caracterizar molecularmente as populações de *B. tabaci* coletadas nas safras de 2020, 2021 e 2022 de regiões produtoras de soja no Brasil para identificação e quantificação dos biótipos B e Q.

2 OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

- Caracterizar molecularmente populações de *Bemisia tabaci* para identificação dos biótipos B e Q em regiões produtoras de soja no Brasil.

2.2. Objetivos específicos

- Coletar amostras de *B. tabaci* em lavouras de soja nas regiões produtoras nas safras de 2020, 2021 e 2022 no Brasil.
- Realizar extração de DNA de 2928 indivíduos de *B. tabaci*.
- Realizar análises de PCR específica do gene *mtCOI* para os 2928 indivíduos de *B. tabaci* para identificação dos biótipos B e Q de *B. tabaci*.

3 REVISÃO DA LITERATURA

3.1 A cultura da soja (*Glycine max*) no Brasil

A soja é uma planta de origem asiática pertencente à família das leguminosas (MUNDSTOCK; THOMAS, 2005). Devido aos elevados teores de proteínas e óleo, os grãos de soja são utilizados para gerar uma diversidade de produtos e subprodutos que variam desde alimentos para consumo humano/animal, até óleos para a produção de biodiesel (CONAB, 2019; MUNDSTOCK; THOMAS, 2005). Desta forma, o rendimento dos componentes dos grãos desta planta é de grande importância econômica mundial (PORTAL ADAMA, 2021).

No Brasil, o cultivo da soja teve início na Bahia por volta dos anos 1880, mas só em 1908 com a migração japonesa que este grão passou a ser popularizado no país. Na década de 70 a soja já era a principal cultura do agronegócio brasileiro (APROSOJA, 2021). Entre os anos de 2011-2020, o cultivo da soja se expandiu para todas as regiões brasileiras, de modo que a área plantada passou de 24,2 milhões de hectares na safra 2010/2011 para 41,4 milhões de hectares na safra 2021/2022 (HIRAKURI, 2021). Atualmente, o Brasil é o maior produtor de soja do mundo e na safra 2021/2022, o país teve uma produção de aproximadamente 125 milhões de toneladas em uma área plantada de aproximadamente 41 milhões de hectares (EMBRAPA, 2021). Além disso, o Brasil é o segundo maior exportador de grão, óleo e farelo de soja (APROSOJA, 2021).

Neste contexto, a sojicultura vem expressando um amplo desenvolvimento socioeconômico no Brasil, como por exemplo, a mobilização de capital e aumento da empregabilidade (APROSOJA, 2021). No entanto, apesar de todas as vantagens, para se conseguir manter uma alta produção é necessária muita cautela no seu processo de cultivo, já que a soja é plantada em ambiente tropical e subtropical e está sujeita ao ataque de pragas desde a germinação até a colheita (SOUZA; BALDIN; FANELA, 2012).

De acordo com Hirakuri (2021), nos últimos anos, o Brasil teve uma perda econômica de R\$ 19,3 bilhões referentes ao agronegócio da soja. Essa perda foi resultado de práticas de manejo inadequadas que se transformaram em um facilitador para a evolução ainda maior de pragas e doenças (HIRAKURI, 2021). Neste sentido, pesquisas relacionadas às práticas de manejo, biologia das pragas, bem como,

interação inseto-planta são cada vez mais importantes na cultura da soja, de modo a manter o crescimento econômico e produtivo no país.

3.2 Pragas na agricultura

O estudo das interações inseto-planta é de extrema relevância, principalmente em culturas com importância econômica, uma vez que essas interações podem ser benéficas ou prejudiciais para a planta. No caso de uma cultura, um inseto quando atinge um perfil populacional desordenado com consequentes danos nas estruturas da planta e/ou no produto de interesse, este inseto pode ser considerado praga (GOMES et al., 2010).

As pragas e doenças interferem na fisiologia e prejudicam o desenvolvimento da planta, sua produção e consequentemente a qualidade dos frutos, impactando diretamente na distribuição, o que afeta toda uma cadeia produtiva e econômica que depende de matéria-prima para processar novos produtos (SAVARY et al., 2019). Além disso, é válido mencionar que elas são capazes de impactar negativamente a segurança alimentar em níveis globais (SAVARY et al., 2019).

A agricultura no Brasil é desenvolvida em ambiente tropical e as condições edafoclimáticas favorecem o desenvolvimento e proliferação de pragas, doenças e plantas daninhas com maior intensidade (ARAÚJO, 2022). O Relatório do Painel Intergovernamental sobre Mudanças Climáticas aponta que as mudanças climáticas têm sido um fator de grande impacto na agricultura, visto que tem proporcionado alterações fisiológicas nas pragas, patógenos e insetos, as quais tendem a acarretar aumento das perdas na lavoura provocadas por esses agentes, sendo uma ameaça crescente à segurança alimentar e ao meio ambiente (IPCC, 2019).

Segundo relatório da Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO) e da Convenção Internacional de Proteção das Plantas, cerca de 10 a 28% da produção global atual são afetadas por pragas e doenças, com custo de mais de US\$220 bilhões de dólares para a economia global e os insetos invasores cerca de US\$70 bilhões (FAO, 2021). As perdas no fornecimento mundial da produção agrícola chegam a 40%, somando pragas e ervas daninhas. Essas perdas chegam a cerca de 21,5% no trigo, 30% no arroz, 22,6% no milho, 17,2% na batata e 21,4% na soja, as quais perfazem metade da ingestão global de calorias pelos humanos (CARVAJAL-YEPES et al., 2019).

O enfrentamento das pragas e doenças tem sido protagonista nos modelos de práticas agrícolas, principalmente em novas práticas de manejo integrado de pragas (MIP) (SILVA, 2022). Além disso, as estimativas e dados de perdas nas culturas agrícolas são de extrema relevância para a elaboração e adoção de um manejo eficiente, minimizando os danos causados pelas pragas. Segundo Oliveira et al. (2014), no Brasil os danos causados por invertebrados são responsáveis por 10 a 15% de perdas da produção agrícola, custando aproximadamente US\$17,7 bilhões por ano. E um estudo do Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada da Universidade de São Paulo (CEPEA/ESALQ/USP) demonstrou que o impacto do controle de pragas e doenças possui influência nos preços ao consumidor. O estudo aponta que a falta de manejo pode gerar perdas de produtividade de 6,6 a 40% nas culturas de soja e milho, o que afeta a cadeia produtiva, tanto em quantidade e qualidade, como também, no aumento nos preços dos produtos (CEPEA, 2019).

Assim, a disponibilidade, bem como o acesso de dados sobre perdas na agricultura principalmente em culturas de interesse alimentar, é essencial para o manejo de espécies de pragas, de modo a planejar práticas fitossanitárias e políticas alimentares (OERKE; DEHNE 2004), visto o potencial econômico e social da agricultura no mundo (FAO, 2021). Além disso, estudos relacionados à biologia do inseto e sua interação com a planta são indispensáveis para a elaboração de um manejo efetivo e sustentável.

3.3 *Bemisia tabaci* (Mosca-branca)

Vários tipos de pragas ameaçam o cultivo da soja em todos os seus estágios de vida. Após a germinação da soja, os principais insetos que podem atacar são: o tamanduá-da-soja (*Sternechus subsignatus*), a lagarta elasm (*Elasmopalpus lignosellus*), os corós (*Scarabaeoidea*) e os percevejos-castanhos-da-raiz (*Scaptocoris castanea*) e (*Atarsocoris brachiariae*). Com a planta maior, as folhas podem ser atacadas por lagartas como: a lagarta-da-soja (*Anticarsia gemmatalis*) e a lagarta falsa-medideira (*Chrysodeixes includens*). E por fim, na fase reprodutiva, surgem os percevejos sugadores de vagens e sementes, como: *Nezara viridula*, *Piezodorus guildinii* e *Euschistus heros* (HOFFMANN-CAMPO, et al., 2000).

A soja pode, também, ser atacada por outras espécies de insetos como a *Bemisia tabaci* que é considerada uma das pragas mais importantes para a agricultura

(Figura 1) (PIMENTEL; ZUNIGA.; MORRISON, 2005). Este inseto é conhecido popularmente como mosca-branca e está espalhado por quase todo o território mundial. Acredita-se que sua origem tenha sido no Oriente e espalhou-se pelo mundo através do comércio de plantas ornamentais (BELLO et al., 2020).

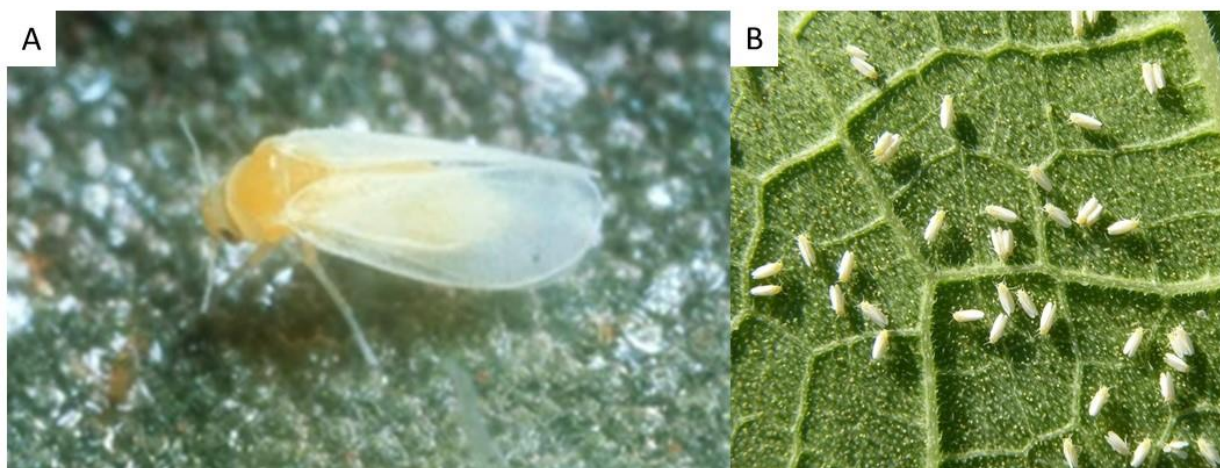


Figura 1. Indivíduos de *Bemisia tabaci*. (A) Indivíduo de mosca-branca mostrando as asas brancas, característica que remete ao nome comum; (B) Vários indivíduos na parte abaxial da folha. Fonte: (A) W. Billen, Pflanzenbeschaustelle, Weil am Rhein, Bugwood.org; (B) David Riley, University of Georgia, Bugwood.org.

No Brasil, os registros apontam que sua aparição ocorreu por volta de 1920 em plantas ornamentais (BONDAR, 1923). Em 1968 foi relatada pela primeira vez na cultura do algodão, e em 1972 apareceu nas culturas de soja e tomateiro nos estados de São Paulo e Paraná (DE OLIVEIRA; LIMA 2006). Em 1990, novos relatos da mosca-branca foram feitos nas regiões sudeste, centro-oeste e nordeste, provocando grandes perdas em diversas culturas (DE OLIVEIRA; LIMA 2006).

Atualmente a mosca-branca está distribuída nas principais regiões produtoras do país e tem sido uma grande preocupação devido à sua alta abundância populacional e à possibilidade de ser vetor de vírus fitopatogênicos (BRITO et al., 2016). A partir do ano de 2010, a mosca-branca apresentou potencial de danos significativos para a agricultura. Esse fato se deve a dificuldade de manejo e controle dessa praga (IRAC, 2013), o que por sua vez tem sido tema de várias pesquisas.

Além disso, a mosca-branca é um inseto cosmopolita e com vários hospedeiros, sendo entre eles várias culturas agrícolas de interesse econômico e alimentar, como o tomate, algodão, feijão e feijão-caupi, o que por consequência dificulta ainda mais o seu controle (JANOSELLI, 2017; BELLO et al., 2020).

3.3.1 Ciclo de vida de *Bemisia tabaci*

O desenvolvimento e dispersão de *B. tabaci* acontecem preferencialmente em períodos secos e quentes, e apresentam surtos na estação seca e reduções populacionais em estações de alta precipitação pluviométrica (INOUE-NAGATA et al., 2016). A mosca-branca é um inseto hemimetabólico e apresenta quatro instares ninfais e posteriormente atinge a fase adulta (GILL, 1990). Durante a vida, uma fêmea pode depositar até 150 ovos os quais levam de 5 a 6 dias para eclodirem. Após a eclosão, inicia-se a fase de ninfas, as quais procuram um lugar apropriado na folha onde consigam penetrar seu aparelho bucal em forma de estilete. Desta forma, a ninfa consegue um acesso ao transporte de seiva no floema da planta, se fixando neste ponto e permanece nele até a fase adulta que dura em média 18 dias. O ciclo total de vida da mosca-branca dura entre 19 e 73 dias, dependendo da condição climática (SALGUEIRO, 1993). Com condições favoráveis de alta temperatura e baixa umidade (períodos de seca) pode chegar a realizar 15 ciclos de vida em um ano (Figura 2) (JANOSELLI, 2017).

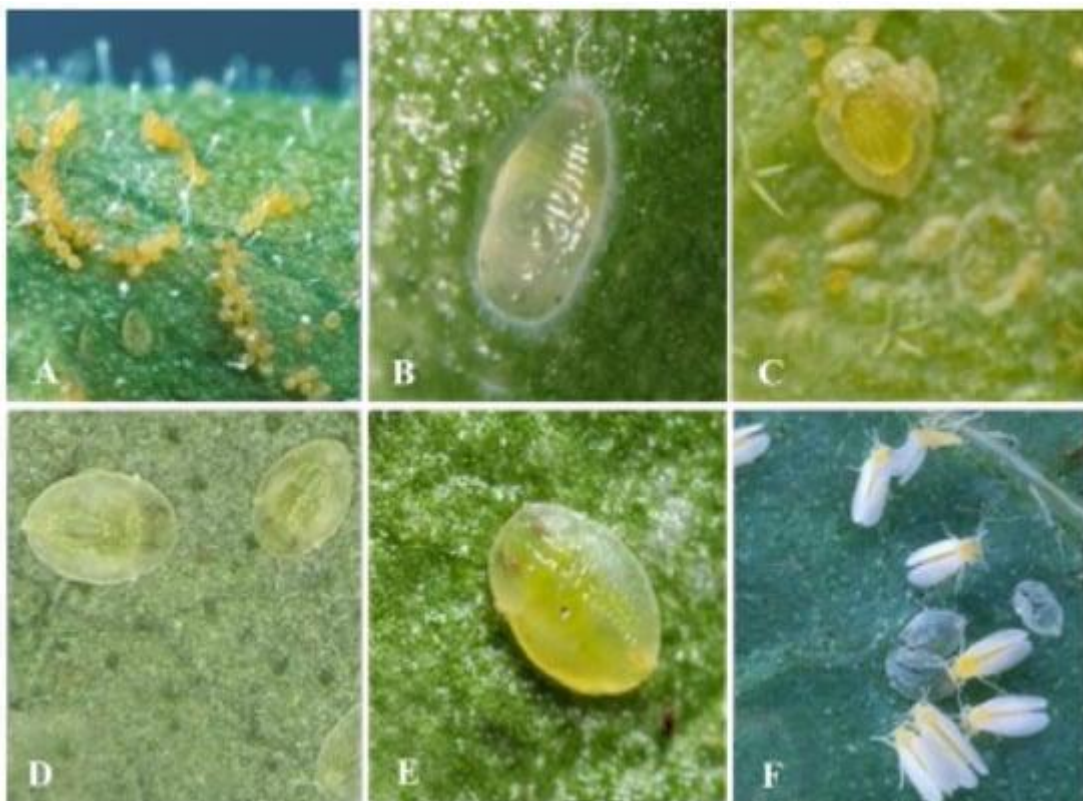


Figura 2. Diagrama esquemático do ciclo de vida de *Bemisia tabaci*. Fonte: ABUBAKAR et al., 2022.

3.4 *Bemisia tabaci* e danos para a cultura da soja

B. tabaci pode causar danos às plantas de soja tanto na sua fase de ninfa quanto na sua fase adulta, sendo estes danos diretos ou indiretos. Os danos diretos estão relacionados à sucção da seiva do floema e pela injeção de compostos (substâncias variadas) presentes na saliva do inseto, as quais provocam desordens fisiológicas e funcionais nas plantas, que conseqüentemente afetam a qualidade e produtividade. Já os danos indiretos acontecem devido à liberação de uma substância açucarada, conhecida como *honeydew*, que provoca a proliferação do fungo *Capnodium* sp. conhecido popularmente como fumagina. O fungo se desenvolve e sua ação negativa ocorre na superfície das folhas pela formação de manchas pretas e diminuição da área fotossintética com prejuízos na produtividade (Figura 3) (HIROSE, 2010).



Figura 3. Planta de soja com a presença de fumagina desenvolvida sobre a excreção da mosca-branca. Fonte: Adeney de Freitas Bueno, Embrapa.

Contudo, o dano indireto de maior preocupação entre os produtores é a transmissão de vírus pela mosca-branca (CARVALHO et al., 2015; TOMQUELSKI; MARTINS, 2016), como o vírus do mosaico anão, que causa nanismo nas plantas além de super brotamento e deformação do folíolo (BALDIN et al., 2017). Outro

sintoma típico de infecções por vírus transmitido pela mosca-branca é a necrose-das-vagens e a necrose-da-haste, que em casos mais severos, pode levar a morte da planta (Figura 4).



Figura 4. Planta de soja com necrose-da-haste causado pela infecção de vírus transmitido pela mosca-branca. Fonte: Adeney de Freitas Bueno – Embrapa.

Para a sojicultura, *B. tabaci* é uma das pragas com maior importância de controle, visto o seu alto potencial de danos à cultura, o que provoca perdas econômicas significativas em nível nacional e global. Segundo Hoffmann-Campo et al. (2000), registro de altas populações de mosca-branca acontecem desde a safra de 1995/96 em lavouras de soja nos Estados do Paraná, São Paulo e Mato Grosso.

Segundo Oliveira et al. (2014), 4,31 milhões de toneladas de soja são perdidas anualmente devido ao ataque de artrópodes pragas, representando anualmente uma perda econômica de US\$ 1,51 bilhão ou US\$ 55 por hectare. Essas perdas excedem o valor médio gasto anualmente com inseticidas para o controle de pragas artrópodes, que chegam a cerca de US\$ 30 por hectare (CONAB, 2017).

Entre os biótipos de mosca-branca relatados, o biótipo B (MEAM 1) é o mais predominante na cultura da soja e outras culturas no Brasil, visto que seu desenvolvimento e dispersão é favorecido por fatores edafoclimáticos. Os danos

causados pelo biótipo B chegam a perdas de 714 bilhões de dólares ao ano somando diferentes culturas (OLIVEIRA et al., 2013). Nesse contexto, a identificação dos biótipos de *B. tabaci* é essencial para o estudo e entendimento da dinâmica populacional, e essa informação é necessária para a adoção de um manejo correto e eficaz para manter a viabilidade desse cultivo no país e garantir a sua produtividade.

3.5 *Bemisia tabaci* e biótipos

A mosca-branca tem capacidade de se adaptar em diferentes hospedeiros, e diferentes biótipos facilitam essa adaptação mesmo em condições desfavoráveis (LOURENÇÃO, 1994). A ocorrência de espécies crípticas de *B. tabaci* é um fato que deve ser levado em consideração para adotar um manejo correto, visto que diferentes biótipos podem apresentar variações nos graus de tolerância a produtos químicos (DE BARRO et al., 2011; KRAUSE-SAKATE et al., 2020).

Em relação a morfologia da mosca-branca, as espécies não apresentam diferenças, porém, possuem características genéticas distintas (biótipos) (DINSDALE et al., 2010; XU; DE BARRO; LIU, 2010; DE BARRO et al., 2011; KANAKALA; GHANIM, 2015). Os biótipos B e Q são os de ocorrência na cultura da soja, e podem ser bastante agressivos e causar grandes danos à cultura (DINSDALE et al., 2010). Os relatos indicam que em 1991 foi identificado no continente americano, pela primeira vez. (BROWN et al., 1995; DROST et al., 1998). No Brasil, o biótipo B foi encontrado na década de 90 em hortaliças e plantas ornamentais no estado de São Paulo (MELO, 1992; LOURENÇÃO; NAGAI, 1994). A partir desses registros, diversos trabalhos têm sido desenvolvidos a fim de controlar a ação desse inseto transmissor de patógenos. Na cultura da soja o biótipo B é o mais predominante e possui elevada capacidade de adaptação e proliferação em diferentes hospedeiros, o que tem exigido atenção por parte dos produtores e mais investimentos em pesquisas, de modo a manter a produção em constante equilíbrio (MOREIRA; ARAGÃO, 2009; SOSA-GÓMEZ et al., 2014).

Já o biótipo Q (MED) foi identificado no Brasil em 2014 no Rio Grande do Sul. Esse biótipo é originário da região do Mediterrâneo (BARBOSA et al., 2015) e desde o seu registro no Brasil, vem se espalhando pelos estados do Sul, São Paulo e Goiás. Segundo Faria (2019), foi observada a presença do biótipo Q na safra de 2018/2019 no estado de Mato Grosso ocorrendo em diversas espécies ornamentais. A grande

preocupação com o biótipo Q está na possibilidade desses indivíduos serem mais resilientes com capacidade de sobrevivência em altas e baixas temperaturas e serem, portanto, selecionados, formando populações resistentes a inseticidas (HOROWITZ; ISHAAYA, 2014; BARBOSA et al., 2015). Sendo assim, o monitoramento e manejo são práticas indispensáveis para o controle de *B. tabaci*, sendo a identificação dos biótipos importantes para tais práticas.

3.6 Importância de monitoramento de biótipos de *B. tabaci* na soja

As perdas causadas por animais (artrópodes, nematoides, lesmas e vertebrados), incluindo a mosca-branca, são significativas na produção de soja, com o percentual de perda entre 8,8 e 10,7% (OERKE, 2006; ONSTAD, CRAIN, 2019). Assim, o controle dessas pragas se faz cada vez mais necessário. O controle de *B. tabaci* é realizado principalmente por meio do uso de inseticidas, devido ao hábito de alimentação das ninfas, na superfície inferior da folha, que onde permanecem imóveis até a fase adulta (HIROSE, 2020). Assim, o manejo integrado adotado nesses casos, é realizar o acompanhamento de ninfas com o auxílio de uma lupa, sempre olhando no terço médio da planta (HIROSE, 2020).

Os biótipos Q e B apresentam grau de resistência a alguns inseticidas utilizados no seu controle, sendo o biótipo Q menos sensível a esses produtos quando comparado ao biótipo B. Alguns estudos observaram que o biótipo Q possui menor sensibilidade as moléculas imidacloprid, nitenpiram, tiametoxam, sendo sensíveis apenas para dinotefuran e sulfoxaflor (WANG et al., 2017). Diante deste contexto, o monitoramento e a identificação dos biótipos presentes podem auxiliar na escolha dos inseticidas e no manejo a ser adotado para o controle desta praga.

Dessa forma, o Comitê de Ação à Resistência a Inseticidas (IRAC) recomenda algumas práticas como a rotação de produtos de acordo com o modo de ação (recomendado na bula do produto), adoção de programas de monitoramento de resistência de biótipos, adoção de janelas de pulverização, rotação de culturas hospedeiras e não hospedeiras e plantio de refúgio estruturado, como estratégias para prevenir, retardar ou até mesmo reverter a evolução da resistência da mosca-branca aos inseticidas (IRAC, 2013).

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1. Coleta de amostras

Foram coletadas amostras de mosca-branca nas principais regiões produtoras de soja localizadas nos estados da Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Paraná. As coletas nas lavouras foram realizadas em diferentes pontos da lavoura, apenas não foi realizado a coleta nas bordaduras, a principal ideia das coletas é realizar um monitoramento dos biótipos B e Q nos principais estados produtores de soja do Brasil, com isso, as coletas nem sempre são realizadas nos mesmos locais durante os três anos. As informações de cada população coletada estão descritas no Apêndice 1. A coleta foi realizada com a utilização de um sugador manual (Figura 5) em que os insetos coletados ficaram armazenados em um frasco de 15 mL contendo 8 mL de álcool 96%. Após a coleta, os tubos foram transportados pela equipe de coleta até o Laboratório da Estação Experimental da Syngenta, em Holambra, São Paulo.

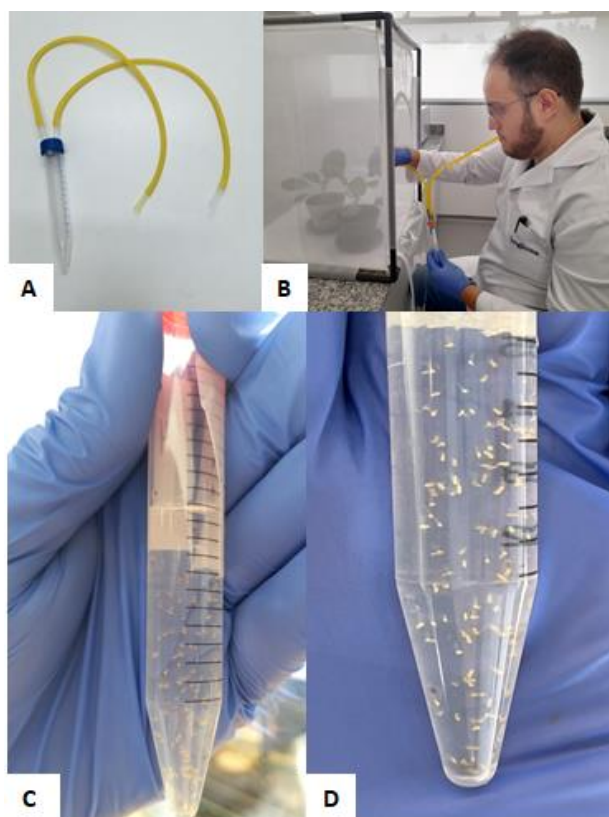


Figura 5. Processo de coleta de *Bemisia tabaci*. Imagem do sugador manual (A) e sua utilização (B) na coleta de indivíduos em gaiolas de criação. Frasco de 15 mL contendo indivíduos já coletados em álcool 96% (C) e imagem com maiores detalhes dos indivíduos (D). **Fonte:** Gustav Ecker, 2022.

4.2. Preparo das amostras

No laboratório foi realizada a individualização dos insetos de cada população, ou seja, cada indivíduo foi transferido, com a utilização de um micropipetador para um tubo de 1,5 mL contendo 30 μ L de álcool 96%. Foram utilizados 24 indivíduos de cada população para as análises moleculares. Em seguida, o álcool foi removido e foram adicionados 20 μ l de água purificada e então iniciada a extração de DNA descrita na sessão seguinte.

4.3. Extração de DNA

Para a extração de DNA foi utilizado o kit comercial KAPA Express Extract (KAPA Biosystems). A amostra foi macerada com o auxílio de um pistilo de tubo, específico para tubos de 1,5 mL. Após a maceração completa do inseto, todo o volume (aproximadamente 20 μ L) foi transferido para um tubo de PCR de 0,2 mL. Em seguida foram adicionados 24 μ L de água purificada no tubo de 1,5 mL onde ocorreu a maceração para lavagem do pistilo e do tubo e remover qualquer resíduo remanescente do inseto. O volume de 24 μ L também foi transferido para o mesmo tubo de PCR que contém o macerado com a amostra. O volume final no tubo de PCR foi de aproximadamente 44 μ L. Em seguida, foi preparado o mix da extração seguindo as instruções do fabricante. Para cada amostra (1 indivíduo de mosca-branca), foram utilizados 5 μ L de KAPA Express Extract Buffer e 1 μ L de KAPA Express Extract Enzyme. Depois do preparo do mix, foi realizada a homogeneização do mesmo por pipetagem e 6 μ l deste mix foram transferidos para cada tubo de PCR contendo os 44 μ L da amostra macerada e então, a homogeneização por pipetagem. Por último, os tubos de PCR contendo as amostras e o mix foram alocados no termociclador com as condições seguindo as instruções do fabricante de: 10 minutos a 75°C, depois 95°C por 5 minutos mantidas a 25°C por 3 minutos. Após esta etapa, as amostras foram mantidas a 4°C até a realização das PCRs, descritas na sessão seguinte.

4.4. PCR convencional

As reações de PCR foram preparadas com os seguintes reagentes: 3 μ L de DNA, 3 μ L do Buffer Green (tampão com corantes 10x), 0,9 μ L $MgCl_2$ (25mM), 0,12 μ L de GoTaq DNA polymerase 5U/ μ L, 0,3 μ l de cada primer (10 μ M), 0,3 μ L de dNTPs (10 mM) e água ultrapura livre de nucleases para completar o volume final de 15 μ L

do mix. O programa de amplificação utilizado no termociclador foi de 95°C por 3 min, 38 ciclos de 95°C por 30 s, 64°C por 1 minuto e 72°C por 1 min, seguido pelo ciclo final de extensão de 72°C por 5 min.

Os primers desenvolvidos por Shatters e colaboradores em 2009 são baseados no gene citocromo c oxidase mitocondrial (*mtCOI*) e o tamanho do fragmento amplificado é específico para cada biótipo, sendo o fragmento de tamanho 478 bp é resultante do biótipo B, enquanto o fragmento amplificado do biótipo Q é de 303bp (SHATTERS et al., 2009), como exemplificado na Figura 6. Os primers forward e reverse para amplificação do biótipo B são 5'-CTAGGGTTTATTGTTTGAGGTCATCATATATTC-3' e 5'-AATATCGACGAGGCATTCCCCCT-3', respectivamente, e amplificam o fragmento de 478 bp. Os primers forward e reverse para amplificação do biótipo Q são 5'-CTTGTA ACTCTTCTGTAGATGTGTGTT-3' e 5'-CCTTCCCGCAGAAGAAATTTGTTC-3', respectivamente e amplificam o fragmento de 303 bp (SHATTERS et al., 2009), e segundo o artigo esses primers são específicos para detecção dos biótipos B e Q de *Bemisia tabaci*.

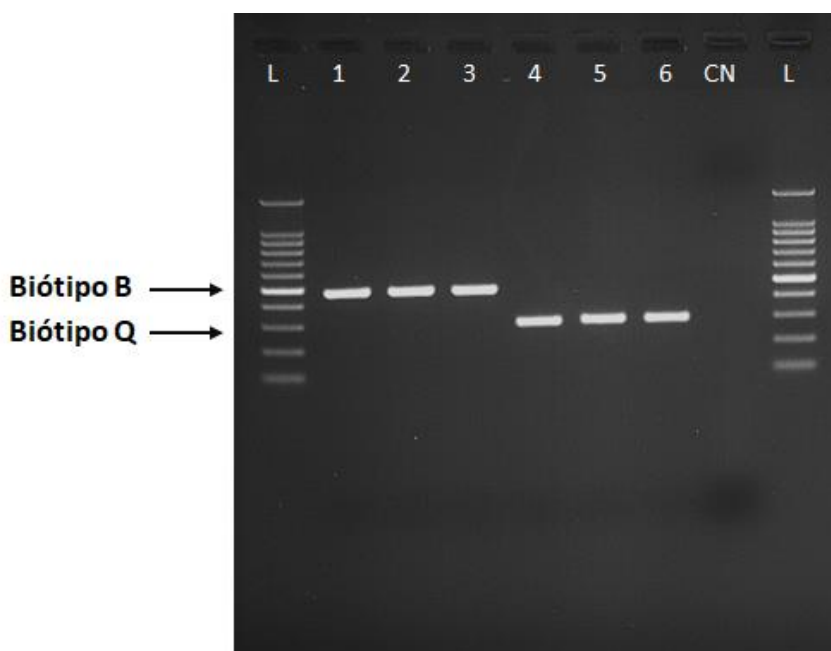


Figura 6. Eletroforese em gel de agarose com produtos de PCR para amplificação específica de *B. tabaci* do biótipo B e Q. As amostras 1, 2 e 3 são do biótipo B com fragmento de 478 bp e as amostras 4, 5 e 6 são do biótipo Q com fragmento de 303 bp. O controle negativo (CN) é composto pelo mix da reação sem a adição do DNA.

4.5. Eletroforese em gel de agarose

As eletroforeses dos produtos de PCR foram realizadas em géis de agarose a 1,5%. Foram utilizados 4 μ L de cada reação de PCR e foram aplicados 4 μ L do marcador de peso molecular (Ladder) de 100 bp (Sinapse, número de catálogo M1061). Depois de carregar o gel com as amostras e o marcador de peso molecular, foi iniciada a eletroforese que teve duração de aproximadamente 40 minutos a 130 V. Após a finalização da eletroforese, o gel foi transferido para o fotodocumentador que permitiu a visualização das bandas através de luz ultravioleta e uma imagem de cada gel de cada uma das populações foi adquirida e salva para análise posterior.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Neste estudo foram coletadas um total de 122 populações de *B. tabaci* durante três safras de soja, de 2020 a 2022 (Tabela 1; Apêndice 1). As coletas foram oriundas da Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Paraná, sendo estes sete estados configurados entre os principais produtores de soja no país. O número de populações para as safras de 2020, 2021 e 2022 foi 47, 49 e 26, respectivamente. O menor número de populações analisadas em 2022 foi devido às condições climáticas e o período de seca em algumas regiões produtoras de soja (CONAB, 2022).

Tabela 1. Estados, número de populações coletadas e número de indivíduos analisados de *Bemisia tabaci* coletadas nas safras de soja de 2020 a 2022. Número de indivíduos analisados está entre parênteses para cada estado e safra.

Estados	SAFRAS			TOTAL
	2020	2021	2022	
Bahia	5 (120)	10 (240)	3 (72)	18 (432)
Distrito Federal	-	1 (24)	-	1 (24)
Goiás	4 (96)	9 (216)	2 (48)	15 (360)
Mato Grosso	24 (576)	14 (336)	14 (336)	52 (1.248)
Mato Grosso do Sul	8 (192)	11 (264)	6 (144)	25 (600)
Minas Gerais	1 (24)	2 (48)	-	3 (72)
Paraná	5 (120)	2 (48)	1 (24)	8 (192)
TOTAL	47 (1.128)	49 (1.176)	26 (624)	122 (2.928)

Os resultados obtidos com as análises moleculares mostraram que os estados da Bahia, Distrito Federal, Goiás e Mato Grosso apresentaram apenas o biótipo B. No estado da Bahia foram analisadas 18 populações totalizando 432 indivíduos, sendo que em 2020 foram analisadas cinco populações (120 indivíduos), em 2021 dez populações (240 indivíduos), e em 2022 três populações (72 indivíduos). No Distrito Federal foram analisados apenas 24 indivíduos (uma população) no ano de 2021. No estado de Goiás foram analisadas 15 populações totalizando 360 indivíduos. Em 2020 foram analisadas quatro populações (96 indivíduos), em 2021 nove populações (216 indivíduos), e em 2021 duas populações (48 indivíduos). No estado do Mato Grosso foram analisadas 52 populações, sendo que em 2020 foram analisadas 24 populações (576 indivíduos), em 2021, 14 populações (336 indivíduos) e em 2022 14 populações (336 indivíduos).

Nos demais estados, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Paraná, além do biótipo B, foram encontrados alguns indivíduos do biótipo Q. No Mato Grosso do Sul foram analisadas 25 populações, totalizando 600 indivíduos, sendo que em 2020, das 8 populações analisadas (192 indivíduos), apenas dois indivíduos foram identificados como sendo do biótipo Q. Nos anos de 2021 e 2022 foram analisadas 17 populações, sendo 11 em 2021, e seis em 2022, totalizando 408 indivíduos, os quais foram todos identificados como biótipo B. A porcentagem de indivíduos identificados como biótipo Q sobre o total de indivíduos analisados em Mato Grosso do Sul é de 0,33%.

Em Minas Gerais foram analisadas três populações, contabilizando 72 indivíduos. Em 2020, uma população (24 indivíduos) foi analisada e todos os indivíduos processados foram identificados como biótipo B. Em 2021 de 48 indivíduos analisados (duas populações), foram encontrados três indivíduos do biótipo Q. A porcentagem de indivíduos identificados como biótipo Q sobre o total de indivíduos analisados em Minas Gerais é de 4,35%.

No estado do Paraná foram analisadas 8 populações (192 indivíduos), sendo que em 2020 foram 120 indivíduos (cinco populações) e desses, três indivíduos foram identificados como biótipo Q, e em 2021, dos 48 indivíduos (duas populações) analisados, todos foram identificados como biótipo B. Em 2022, uma população foi processada e apenas dois dos 24 indivíduos foram identificados como biótipo Q. A porcentagem de indivíduos identificados como biótipo Q sobre o total de indivíduos analisados no Paraná é de 2,67%.

Tabela 2. Estados, número de indivíduos analisados e biótipos identificados de *Bemisia tabaci* coletadas nas safras de soja de 2020 a 2022.

Estados	SAFRAS							
	2020		2021		2022		Todos os anos	
	Biótipo B	Biótipo Q	Biótipo B	Biótipo Q	Biótipo B	Biótipo Q	Biótipo B	Biótipo Q
Bahia	120	0	240	0	72	0	432	0
Distrito Federal	-	-	24	0	-	-	24	0
Goiás	96	0	216	0	48	0	360	0
Mato Grosso	576	0	336	0	336	0	1248	0
Mato Grosso do Sul	190	2	264	0	144	0	598	2
Minas Gerais	24	0	45	3	-	-	69	3
Paraná	117	3	48	0	22	2	187	5
Total	1123	5	1173	3	622	2	2918	10

Resultados similares foram relatados por De Moraes et al. (2018) que analisando amostras coletadas em diferentes estados do Brasil, e em hospedeiros

como soja, algodão, tomate, entre outros, encontraram indivíduos de mosca-branca identificados como biótipo B na grande maioria das amostras, encontrando o biótipo Q apenas nos estados de São Paulo, Minas Gerais e Paraná. Porém, esses indivíduos de biótipo Q foram coletados em plantas ornamentais e nas culturas do pimentão e tomate (DE MORAES et al., 2018). Esses resultados são semelhantes aos encontrados no presente trabalho onde o biótipo Q foi encontrado nos estados do Paraná, Mato Grosso do Sul e Minas Gerais, mostrando que o biótipo Q está se espalhando para outras regiões do Brasil, já que neste trabalho diferentemente do que foi relatado por Fernandes et al. (2024), o biótipo Q foi identificado na região central em condições de campo e na cultura da soja, provando que o biótipo Q consegue se desenvolver na cultura da soja em diferentes climas, desde regiões mais frias no estado do Paraná até em regiões mais quentes como centro-oeste.

O clima do Brasil favorece a ocorrência de *B. tabaci* durante todo o ano, e como possui diversos hospedeiros, entre eles plantas invasoras (JANOSELLI, 2017; BELLO et al., 2020), tem a sua permanência facilitada nos campos de soja, tornando a utilização de inseticidas necessária e podendo ser a melhor estratégia de controle.

Contudo, os resultados do presente trabalho mostram que o biótipo Q está presente atualmente em soja em campo aberto provando que este biótipo está conseguindo sobreviver nesse ambiente corroborando com os resultados encontrados por Bello et al., (2020; 2021).

A ocorrência do biótipo Q em soja é um problema uma vez que o principal meio de controle da *B. tabaci* é a utilização de inseticidas, e o biótipo Q é mais resistente quando comparado com o biótipo B. Logo, quando o controle é feito utilizando inseticidas, sendo o biótipo Q resistente, este tende a substituir o biótipo B (HOROWITZ & ISHAAVA, 2014) mostrando a importância de se realizar o monitoramento dos biótipos B e Q em soja para conseguir realizar um controle efetivo dessa praga. Pois se continuar utilizando inseticidas de maneira abusiva estará sendo selecionadas cada vez mais populações com indivíduos mais resistentes, como é o caso do biótipo Q e isso acaba fazendo com que diminua a eficácia dos produtos utilizados no controle desta praga, isso é um grande problema uma vez que a mosca-branca pode causar danos severos a cultura da soja.

6 CONCLUSÕES

Os resultados do presente estudo indicam a predominância do biótipo B em todas as lavouras amostradas. Além disso, presença do biótipo Q em lavouras de soja está sendo observada pela primeira vez no Mato Grosso do Sul, indicando a migração deste biótipo para a região central do Brasil. Essa presença de indivíduos do biótipo Q em campos abertos com lavouras de soja tem, provavelmente, sido facilitada pelas pontes verdes e adaptação deste biótipo a novos hospedeiros. Essa verificação traz um alerta para a necessidade de um manejo assertivo desta praga e com a utilização de estratégias de manejo anti-resistência.

7 LITERATURA CITADA

ABUBAKAR M. et al. Whitefly (*Bemisia tabaci*) Management (WFM) Strategies for Sustainable Agriculture: A Review. **Agriculture**. v.12, n.9, p.1317, 2022. <https://doi.org/10.3390/agriculture12091317>

APROSOJA. **A Soja**. 2021. Disponível em: <https://aprosojabrasil.com.br/a-soja/>. Acesso em: 5 de ago. 2022.

ARAÚJO, R. M. **Análise da conjuntura atual, desafios e oportunidades do uso do controle biológico no manejo de resistência de pragas às plantas geneticamente modificadas de algodão, milho e soja com tecnologia Bt no Brasil**. Dissertação de Mestrado em Gestão de Agronegócio - Fundação Getúlio Vargas, São Paulo, 2022.

BALDIN, E. L. L. et al. Characterization of antixenosis in soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n. 4, p. 1869-1876, 2017.

BARBOSA, L. F. et al. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. **Pest Management Science**, v. 71, n. 4, p. 501-504, 2015.

BELLO, V. H. et al. Outbreaks of *Bemisia tabaci* Mediterranean species in vegetable crops in São Paulo and Paraná States, Brazil. **Bulletin of Entomological Research**, v. 110, n. 4, p. 487-496, 2020.

BELLO, V. H. et al. Detection of *Bemisia tabaci* Mediterranean cryptic species on soybean in São Paulo and Paraná States (Brazil) and interaction of cowpea mild mottle virus with whiteflies. **Plant Pathology**, v.70, n. 6, p.1508–1520, 2021.

BONDAR, G. Aleyrodídeos do Brasil: catálogo descritivo dos Hemípteros-Homópteros da família dos Aleyrodídeos, insectos parasitas das plantas, encontrados no Brasil. **Boletim do Laboratório de Patologia Vegetal do estado da Bahia**, p. 183, 1923.

BROWN, J. Evaluación crítica sobre los biotipos de mosca blanca en América, de 1989 a 1992. **Las moscas blancas en América Central y el Caribe**. CATIE. Turrialba, Costa Rica, p. 1-2, 1993.

HOFFMANN-CAMPO, C. B. et al. **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado**. Londrina: Embrapa soja, 2000.

CARVAJAL-YEPES, M. et al. A global surveillance system for crop diseases. **Science**, v. 364, n. 6447, p. 1237-1239, 2019.

CARVALHO, S. S. et al. Efeito inseticida sistêmico de nanoformulações à base de nim sobre *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em tomateiro. **Bragantia**, v. 74, p. 298-306, 2015.

CEPEA - Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada da Universidade de São Paulo. **Mensuração econômica da incidência de pragas e doenças no Brasil**. 2019 Disponível em: https://www.cepea.esalq.usp.br/upload/kceditor/files/Cepea_EstudoPragaseDoencas_Part201.pdf. Acesso em: 6 de ago. 2022.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Planilhas de custos de produção – séries históricas: soja**. 2017. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/custos-de-producao/planilhas-de-custo-de-producao/itemlist/category/414-planilhas-de-custos-de-producao-series-historicas>. Acesso em: 6 de ago. de 2022.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **12º levantamento – Safra 2021/2022**. 2022. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos?start=10>. Acesso em: 17 de ago. de 2022.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **5º levantamento – Safra 2021/2022**. 2022. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos?start=10>. Acesso em: 20 de jan. de 2023.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Fechamento da safra 2018/19 aponta produção recorde de grãos de 242,1 milhões de t. 2019**. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/ultimas-noticias/3042-fechamento-da-safra-2018-2019-aponta-producao-recorde-de-graos-estimada-em-242-1-milhoes-de-t>. Acesso em: 6 de ago. 2022.

DE BARRO, P. J. et al. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annual Review of Entomology**, v. 56, n. 1, p. 1-19, 2011.

DE BRITO, J. A. et al. **Pragas da soja (*Glycine max*) em Itaúbal do Píririm, AP**. 2016. Disponível em:

<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/152892/1/CPAF-AP-2016-Pragas-da-soja.pdf>. Acesso em: 5 ago. 2022.

DE MORAES, L. A. et al. Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific Reports** (2018). doi:10.1038/s41598-018-32913-1.

DE OLIVEIRA, M. R. V.; LIMA, L. H. C. **Moscas-brancas na cultura da mandioca no Brasil**. 2006. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/188330/1/doc186.pdf>. Acesso em: 5 de ago. 2022.

DINSDALE, A. et al. Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 103, n. 2, p. 196-208, 2010.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Soja em números safra (2020/2021)**. 2021. Disponível em: <https://www.embrapa.br/soja/cultivos/soja1/dados-economicos>. Acesso em: 5 de ago. 2022.

FAO – Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura. **FAO on behalf of the Secretariat of the International Plant Protection Convention**. Rome, 2021. Disponível em: <https://www.ippc.int/en/>. Acesso em: 5 de ago. 2022.

FARIA, G. Raça de mosca branca mais resistente a inseticidas é encontrada pela primeira vez em Mato Grosso. **Embrapa Agropastoril**. 2019. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/41576377/raca-de-mosca-branca-mais-resistente-a-inseticidas-e-encontrada-pela-primeira-vez-em-mato-grosso>. Acesso em: 6 de ago. 2022.

FERNANDES, D. S., et al. (2024). *Bemisia tabaci* MEAM1 still remains the dominant species in open field crops in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, 84 (Braz. J. Biol., 2024 84). <https://doi.org/10.1590/1519-6984.256949>

GOMES, L. **Entomologia Forense: novas tendências e tecnologias nas ciências criminais**. Rio de Janeiro: Technical Books Editora, 2010.

HIRAKURI, M. H. Perdas econômicas geradas por estresses bióticos e abióticos na produção brasileira de soja no período 2016-2020. **Circular técnica**, v. 169, n. 1, p. 1-8, 2021.

HIROSE, E.; BUENO, A.F.; VIEIRA, S.S.; GOBBI, A.L. Danos causados por diferentes níveis de infestação de *Bemisia tabaci* Biotipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em soja. In: **REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA NA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL**, 31., 2010, Brasília, DF. Resumos... Londrina, PR: Embrapa Soja, 2010. p. 84-86.

HIROSE, E. **Ações de manejo da mosca branca em soja**. 2020. Disponível em: <https://revistacultivar.com.br/artigos/manejo-da-mosca-branca>. Acesso em: 5 de ago. 2022.

HOROWITZ, A. R.; ISHAAYA, I. Dynamics of biotypes B and Q of the whitefly *Bemisia tabaci* and its impact on insecticide resistance. **Pest Management Science**, v. 70, n. 10, p. 1568-1572, 2014.

INOUE-NAGATA, A. K. et al. Vírus transmitidos por moscas-brancas no Brasil: vetores, principais doenças e manejo. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 24, p. 7-29, 2016.

IPCC - **Relatório do Painel Intergovernamental sobre Mudanças Climáticas**. 2019. Disponível em: <https://www.ipcc.ch/2019/>. Acesso em: 6 de ago. 2022.

IRAC – Comitê de Ação à Resistência a Inseticidas. **Mosca branca/*Bemisia tabaci***. 2013. Disponível em: <https://www.irac-br.org/bemisia-tabaci>. Acesso em: 6 de ago. 2022.

JANOSELLI, H. R. D. **Manejo de mosca-branca em soja**. Manejo Técnico da soja. Informe Técnico. v.1. 2017. Disponível em: http://www.pioneersementes.com.br/DownloadCenter/2017_P_InformeTecnicoMosc aBrancaSoja-web.pdf. Acesso em: 6 ago. 2022.

KANAKALA, S.; GHANIM, M. Advances in the genomics of the whitefly *Bemisia tabaci*: An insect pest and a virus vector. In: **Short Views on Insect Genomics and Proteomics**. Springer, Cham, 2015. p. 19-40.

KANAKALA, S.; GHANIM, M. Global genetic diversity and geographical distribution of *Bemisia tabaci* and its bacterial endosymbionts. **PLoS One**, v. 14, n. 3, p. e0213946, 2019.

KRAUSE-SAKATE, R. et al. Population dynamics of whiteflies and associated viruses in South America: Research progress and perspectives. **Insects**, v. 11, n. 12, p. 847, 2020.

LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. **Bragantia**, v. 53, p. 53-59, 1994.

MELO, P. C. T. Mosca branca ameaça produção de hortaliças. Campinas, SP, Brazil: Asgrow do Brasil Sementes Ltda. **Technical Bulletin**, 1992.

MOREIRA, H. E.; ARAGÃO, F. D. **Manual de pragas da soja**. 2009. Disponível em: [https://www.agrolink.com.br/downloads/Manual_de_pragas_de_soja%20\(1\).pdf](https://www.agrolink.com.br/downloads/Manual_de_pragas_de_soja%20(1).pdf). Acesso em: 6 de ago. 2022.

MUNDSTOCK, C. M.; THOMAS, A. L. Fatores que afetam o crescimento e o rendimento de grãos. **Porto Alegre: Ed. UFRGS**, 2005.

OERKE, E.-C. Crop losses to pests. **The Journal of Agricultural Science**, v. 144, n. 1, p. 31-43, 2006.

OERKE, E.-C.; DEHNE, H.-W. Safeguarding production-losses in major crops and the role of crop protection. **Crop Protection**, v. 23, n. 4, p. 275-285, 2004.

OLIVEIRA, C. M. et al. Economic impact of exotic insect pests in Brazilian agriculture. **Journal of Applied Entomology**, v. 137, n. 1-2, p. 1-15, 2013.

OLIVEIRA, C. M. et al. Crop losses and the economic impact of insect pests on Brazilian agriculture. **Crop Protection**, v. 56, p. 50-54, 2014.

ONSTAD, D. W. et al. Major economic issues in integrated pest management. **The economics of integrated pest management of insects**. CABI, Wallingford, p. 1-13, 2019.

PIMENTEL, D.; ZUNIGA, R.; MORRISON, D. Update on the environmental and economic costs associated with alien-invasive species in the United States. **Ecological Economics**, v. 52, n. 3, p. 273-288, 2005.

PORTAL ADAMA. **Guia completo sobre a cultura da soja**. 2021. Disponível em: <https://portaladama.com/guia-cultura-da-soja/>. Acesso em: 5 de ago. 2022.

RITTER, W. G. et al. Avaliação da produtividade em diferentes cultivares de soja *Glycine max* (L.) na região do distrito de Nova Itamarati em Ponta Porã–MS. **Revista Magsul de Agronomia**, 2022.

SALGUERO, Víctor. Perspectivas para el manejo del complejo mosca blanca-virosis. Las moscas blancas en América Central y el Caribe. **Turrialba**, Costa Rica, p. 20, 1993.

SAVARY, S. et al. The global burden of pathogens and pests on major food crops. **Nature Ecology & Evolution**, v. 3, n. 3, p. 430-439, 2019.

SHATTERS JR, R. G. et al. Improved DNA barcoding method for *Bemisia tabaci* and related Aleyrodidae: development of universal and *Bemisia tabaci* biotype-specific mitochondrial cytochrome c oxidase I polymerase chain reaction primers. **Journal of Economic Entomology**, v. 102, n. 2, p. 750-758, 2009.

SILVA, A. F. C. Pragas, patógenos e plantas na história dos sistemas agroecológicos. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Humanas**, v. 17, 2022.

SOSA-GÓMEZ, D. R. **Seletividade de agroquímicos para fungos entomopatogênicos**. 2005. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/444633/1/seletivfung.pdf>. Acesso em: 6 de ago. 2022.

SOUZA, E. S.; BALDIN, E. L.L.; FANELA, T. L. M. Desenvolvimento de *Nezara viridula* (L. 1758) (Hemiptera: Pentatomidae) em genótipos de soja. **Boletim Sanidad Vegetal Plagas**, v. 38, p. 41-49, 2012.

WANG, W. et al. Lack of cross-resistance between neonicotinoids and sulfoxaflor in field strains of Q-biotype of whitefly, *Bemisia tabaci*, from eastern China. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 136, p. 46-51, 2017.

XU, J.; DE BARRO, P. J.; LIU, S. S. Reproductive incompatibility among genetic groups of *Bemisia tabaci* supports the proposition that the whitefly is a cryptic species complex. **Bulletin of Entomological Research**, v. 100, n. 3, p. 359-366, 2010.

APÊNDICE

Tabela 3. Dados de cada população coletada de *Bemisia tabaci*.

Número	Ano	População	Estado	Cidade	Latitude	Longitude
1	2020	20-Bta-002	Mato Grosso	Dom Aquino	-15,8	-54,91
2	2020	20-Bta-003	Mato Grosso	Nova Mutum	-13,81	-56,08
3	2020	20-Bta-004	Mato Grosso	Santa Rita do Trivelato	-13,81	-55,27
4	2020	20-Bta-005	Mato Grosso	Santa Rita do Trivelato	-13,81	-55,27
5	2020	20-Bta-006	Mato Grosso	Nova Mutum	-13,81	-56,08
6	2020	20-Bta-007	Mato Grosso	Nova Mutum	-13,81	-56,08
7	2020	20-Bta-008	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29
8	2020	20-Bta-009	Mato Grosso	Lucas do Rio Verde	-13,07	-55,9
9	2020	20-Bta-011	Mato Grosso do Sul	Maracaju	-21,63	-55,15
10	2020	20-Bta-012	Mato Grosso do Sul	Dourados	-22,22	-54,81
11	2020	20-Bta-013	Mato Grosso do Sul	Dourados	-22,22	-54,81
12	2020	20-Bta-014	Mato Grosso do Sul	Laguna Carapá	-22,55	-55,14
13	2020	20-Bta-015	Paraná	Cafelândia	-21,8	-49,6
14	2020	20-Bta-016	Mato Grosso do Sul	Rio Brilhante	-21,8	-54,54
15	2020	20-Bta-017	Mato Grosso	Rondonópolis	-16,46	-54,63
16	2020	20-Bta-018	Mato Grosso	Diamantino	-14,4	-56,43
17	2020	20-Bta-019	Mato Grosso	Lucas do Rio Verde	-13,07	-55,9
18	2020	20-Bta-020	Mato Grosso	Lucas do Rio Verde	-13,07	-55,9
19	2020	20-Bta-021	Mato Grosso	Sapezal	-13,54	-58,81
20	2020	20-Bta-022	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29
21	2020	20-Bta-023	Mato Grosso	Sapezal	-13,54	-58,81
22	2020	20-Bta-024	Mato Grosso	Sapezal	-13,54	-58,81
23	2020	20-Bta-025	Paraná	Ubiratã	-24,54	-52,99
24	2020	20-Bta-026	Paraná	Nova Aurora	-24,52	-53,25
25	2020	20-Bta-027	Paraná	Palotina	-24,28	-53,84
26	2020	20-Bta-028	Goiás	Santo Antônio da Barra	-17,55	-50,63
27	2020	20-Bta-029	Mato Grosso	Tangará da Serra	-14,61	-57,48
28	2020	20-Bta-030	Mato Grosso	Campo Novo do Parecis	-13,66	-57,88
29	2020	20-Bta-031	Mato Grosso	Pedra Preta	-16,62	-54,48
30	2020	20-Bta-032	Mato Grosso	Campo Novo do Parecis	-13,66	-57,88
31	2020	20-Bta-033	Bahia	São Desiderio	-12,36	-44,97
32	2020	20-Bta-034	Bahia	São Desiderio	-12,36	-44,97
33	2020	20-Bta-035	Bahia	São Desiderio	-12,36	-44,97
34	2020	20-Bta-036	Bahia	Luís Eduardo Magalhães	-12,08	-45,78
35	2020	20-Bta-037	Bahia	Barreiras	-12,15	-44,99
36	2020	20-Bta-038	Mato Grosso do Sul	Chapadão do Sul	-18,79	-52,61
37	2020	20-Bta-039	Mato Grosso do Sul	Maracaju	-21,63	-55,15
38	2020	20-Bta-040	Mato Grosso	Nova Marilândia	-14,36	-56,97
39	2020	20-Bta-042	Mato Grosso	Campo Novo do Parecis	-13,66	-57,88
40	2020	20-Bta-043	Paraná	Cascavel	-24,95	-53,48
41	2020	20-Bta-044	Goiás	Niquelândia	-14,47	-48,46
42	2020	20-Bta-045	Goiás	Vila Propício	-15,45	-48,88
43	2020	20-Bta-046	Minas Gerais	Tupaciguara	-18,59	-48,7
44	2020	20-Bta-051	Goiás	Planaltina	-15,45	-47,6
45	2020	20-Bta-056	Mato Grosso do Sul	Deodópolis	-22,27	-54,16
46	2020	20-Bta-057	Mato Grosso	Nova Mutum	-13,81	-56,08
47	2020	20-Bta-058	Mato Grosso	Nova Mutum	-13,81	-56,08

Número	Ano	População	Estado	Cidade	Latitude	Longitude
48	2021	21-Bta-002	Bahia	Luís Eduardo Magalhães	-12,08	-45,78
49	2021	21-Bta-003	Bahia	Barreiras	-12,15	-44,99
50	2021	21-Bta-004	Bahia	Barreiras	-12,15	-44,99
51	2021	21-Bta-005	Bahia	Luís Eduardo Magalhães	-12,08	-45,78
52	2021	21-Bta-006	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29
53	2021	21-Bta-007	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29
54	2021	21-Bta-008	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29
55	2021	21-Bta-009	Goiás	Jandaia	-17,04	-50,14
56	2021	21-Bta-010	Goiás	Acreúna	-17,39	-50,37
57	2021	21-Bta-011	Goiás	Paraúna	-16,95	-50,44
58	2021	21-Bta-012	Goiás	Montividiu	-17,44	-51,17
59	2021	21-Bta-013	Goiás	Montividiu	-17,44	-51,17
60	2021	21-Bta-014	Goiás	Rio Verde	-17,78	-50,92
61	2021	21-Bta-015	Goiás	Montividiu	-17,44	-51,17
62	2021	21-Bta-016	Distrito Federal	Planaltina	-15,45	-47,6
63	2021	21-Bta-017	Goiás	Rio Verde	-17,78	-50,92
64	2021	21-Bta-018	Mato Grosso do Sul	Fátima do Sul	-22,37	-54,51
65	2021	21-Bta-019	Mato Grosso do Sul	Dourados	-22,22	-54,81
66	2021	21-Bta-020	Mato Grosso do Sul	Maracaju	-21,63	-55,15
67	2021	21-Bta-021	Mato Grosso do Sul	Rio Brilhante	-21,8	-54,54
68	2021	21-Bta-022	Mato Grosso do Sul	Ponta Porã	-22,53	-55,72
69	2021	21-Bta-023	Mato Grosso do Sul	Ponta Porã	-22,53	-55,72
70	2021	21-Bta-024	Mato Grosso do Sul	Dourados	-22,22	-54,81
71	2021	21-Bta-025	Mato Grosso do Sul	Caarapó	-22,63	-54,82
72	2021	21-Bta-026	Mato Grosso	Sorriso	-12,54	-55,72
73	2021	21-Bta-027	Mato Grosso	Lucas do Rio Verde	-13,07	-55,9
74	2021	21-Bta-028	Mato Grosso	Lucas do Rio Verde	-13,07	-55,9
75	2021	21-Bta-029	Mato Grosso	Sorriso	-12,54	-55,72
76	2021	21-Bta-030	Mato Grosso	Feliz Natal	-12,37	-54,91
77	2021	21-Bta-031	Mato Grosso	Feliz Natal	-12,37	-54,91
78	2021	21-Bta-032	Mato Grosso	Sinop	-11,85	-55,51
79	2021	21-Bta-033	Paraná	Cafelândia	-21,8	-49,6
80	2021	21-Bta-034	Mato Grosso do Sul	Dois Irmãos do Buriti	-20,68	-55,28
81	2021	21-Bta-035	Mato Grosso do Sul	Itaporã	-22,08	-54,79
82	2021	21-Bta-036	Mato Grosso do Sul	Rio Brilhante	-21,8	-54,54
83	2021	21-Bta-037	Mato Grosso	Sapezal	-13,54	-58,81
84	2021	21-Bta-038	Mato Grosso	Campo Novo do Parecis	-13,66	-57,88
85	2021	21-Bta-039	Goiás	Montividiu	-17,44	-51,17
86	2021	21-Bta-040	Bahia	Luís Eduardo Magalhães	-12,08	-45,78
87	2021	21-Bta-041	Bahia	Roda Velha	-12,78	-45,95
88	2021	21-Bta-042	Bahia	Luís Eduardo Magalhães	-12,08	-45,78
89	2021	21-Bta-043	Bahia	Barreiras	-12,15	-44,99
90	2021	21-Bta-044	Bahia	Roda Velha	-12,78	-45,95
91	2021	21-Bta-045	Bahia	Luís Eduardo Magalhães	-12,08	-45,78
92	2021	21-Bta-049	Mato Grosso	Rondonópolis	-16,46	-54,63
93	2021	21-Bta-050	Minas Gerais	Uberlândia	-18,92	-48,27
94	2021	21-Bta-051	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29

Número	Ano	População	Estado	Cidade	Latitude	Longitude
95	2021	21-Bta-052	Paraná	Cafelândia	-21,8	-49,6
96	2021	21-Bta-077	Minas Gerais	Uberlândia	-18,92	-48,27
97	2022	22-Bta-002	Mato Grosso	Nova Ubiratã	-13,03	-55,25
98	2022	22-Bta-003	Mato Grosso	Vera	-12,31	-55,31
99	2022	22-Bta-004	Mato Grosso	Sorriso	-12,54	-55,72
100	2022	22-Bta-005	Mato Grosso	Sorriso	-12,54	-55,72
101	2022	22-Bta-006	Mato Grosso	Sorriso	-12,54	-55,72
102	2022	22-Bta-007	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29
103	2022	22-Bta-008	Mato Grosso	Campo Novo do Parecis	-13,66	-57,88
104	2022	22-Bta-009	Mato Grosso	Sapezal	-13,54	-58,81
105	2022	22-Bta-010	Mato Grosso	Sapezal	-13,54	-58,81
106	2022	22-Bta-011	Mato Grosso	Diamantino	-14,4	-56,43
107	2022	22-Bta-012	Goiás	Acreúna	-17,39	-50,37
108	2022	22-Bta-013	Mato Grosso	Primavera do Leste	-15,55	-54,29
109	2022	22-Bta-014	Mato Grosso	Tangará da Serra	-14,61	-57,48
110	2022	22-Bta-015	Mato Grosso	Diamantino	-14,4	-56,43
111	2022	22-Bta-016	Paraná	Ibiporã	-23,26	-51,04
112	2022	22-Bta-017	Mato Grosso do Sul	Maracaju	-21,63	-55,15
113	2022	22-Bta-018	Mato Grosso do Sul	Maracaju	-21,63	-55,15
114	2022	22-Bta-019	Mato Grosso do Sul	Dourados	-22,22	-54,81
115	2022	22-Bta-020	Mato Grosso do Sul	Rio Brilhante	-21,8	-54,54
116	2022	22-Bta-021	Mato Grosso do Sul	Dourados	-22,22	-54,81
117	2022	22-Bta-022	Mato Grosso	São José do Rio Claro	-13,44	-56,72
118	2022	22-Bta-023	Bahia	Roda Velha	-12,78	-45,95
119	2022	22-Bta-024	Bahia	Luís Eduardo Magalhães	-12,08	-45,78
120	2022	22-Bta-025	Bahia	Roda Velha	-12,78	-45,95
121	2022	22-Bta-087	Goiás	Santa Helena	-26,93	-53,62
122	2022	22-Bta-088	Mato Grosso do Sul	Dourados	-22,22	-54,81